ESTUDIOS SOBRE MOSQUITOS (Diptera, Culicidae)

IIa. METODOS PARA COLECCIONAR, CRIAR Y PRESERVAR MOSQUITOS[1]

Por

John N. Belkin[2], Charles L. Hogue[3], Pedro Galindo[4],
Thomas H. Aitken[5], Robert X. Schick[2] y William A. Powder[2].

Traducción de

Ernesto Osorno-Mesa[6], Fenita de Osorno[6],
Felipe J. Martín[2] y Abdiel J. Adames[2]

---

[1] Esta investigación fué sostenida en parte por U.S. Public Health Service, National Institute of Allergy and Infectious Diseases (Donación para Investigación AI-04379); en parte por U. S. Army Medical Research and Development Command, Department of the Army (Contrato de Investigación DA-49-193-MD-2478) y en parte por U.S. National Science Foundation (Donación para Investigación G-18961 y GB-2270). Parte de los estudios de campo fueron hechos en conexión con el U. S. Public Health Service Donación de Entrenamiento TI-AI-132.

[2] Department of Zoology, University of California, Los Angeles, California 90024, U.S.A.

[3] Los Angeles County Museum of Natural History, 900 Exposition Blvd., Los Angeles, California 90007, U.S.A.

[4] Gorgas Memorial Laboratory, Apartado 6991, Panamá, República de Panamá.

[5] Trinidad Regional Virus Laboratory, P. O. Box 164, Port of Spain, Trinidad.

[6] Instituto Nacional de Salud, Sección de Entomología, Calle 57, No. 8-35, Bogotá, D.E., Colombia.

CONTENIDO

INTRODUCCION

El objetivo principal de este trabajo es el proporcionar métodos uniformes para coleccionar, preservar y criar material para el proyecto "Mosquitos de Meso-América" (Belkin, Schick et al 1965, 1967). Sin embargo, los mismos son suficientemente generales y por lo tanto aplicables, en estudios similares en otras áreas. No se ha tratado de presentar una revisión exhaustiva, ni tampoco una discusión del sinnúmero de técnicas que han sido usadas con éxito, por numerosos investigadores, en varios problemas específicos. Se ha dado énfasis a los métodos apropiados para la obtención de material pertinente para estudios taxonómicos de carácter general; para lo cual es esencial disponer, en abundancia, de material uniformemente preparado, que contenga todos los estadios para cada individuo, información general de la bionomía y de factores ambientales sobresalientes y, muestras provenientes de tantos habitats como sea posible dentro de una amplia zona geográfica. Se han tomado importantes consideraciones en la selección de los métodos y técnicas adoptadas, teniendo en cuenta, la sencillez y conveniencia de las mismas para su uso bajo las condiciones de campo y de laboratorio e igualmente para la uniformación de los rótulos y registros, para con ello disminuir errores y ahorrar tiempo. De igual manera, se ha necesitado un gran esfuerzo y mucha experimentación en el desarrollo de las técnicas y registros adoptados en este proyecto. Una gran variedad de equipos, formas y métodos han sido sometidos a prueba durante varios años en Meso-América, los Estados Unidos, las islas del Pacífico del Sur y Nueva Zelandia, antes de lograr las recomendaciones que se exponen en el presente trabajo. Especial atención se ha dado al uso de equipo y suministros livianos y compactos, por su conveniencia para el transporte aéreo, pero al mismo tiempo, lo suficientemente resistentes para soportar una manipulación ruda. Solicitamos disculpas al laboratorista experimentado y al investigador de campo, por la presentación y descripción tan detallada de muchos procedimientos elementales, pero la experiencia nos indica, que la mayoría de ellos no son entendidos o interpretados correctamente incluso por técnicos entrenados, dando como resultado la pérdida de mucho material de estimable valor.

Queremos expresar nuestro agradecimiento a las siguientes personas por sus múltiples sugerencias y/o por haber ensayado el equipo y los métodos en el campo: E. Osorno-Mesa, D. Forsyth, P. F. Mattingly, A. Quiñonez, S. Ramalingam, D. Schroeder, S. Sirivanakarn y J. y T. Zavortink.

REGISTROS DE COLECCION

TARJETA DE COLECCION. Se ha diseñado una tarjeta de colección uniforme, para el registro de todos los datos pertinentes a cada colección en el trabajo de campo en Meso-América; sin embargo, el uso de la misma es aplicable para trabajos similares en cualquier parte del mundo. El anverso de la tarjeta es para el registro de toda la información concerniente a la propia colección y el reverso, para el registro de las crías individuales.

Las anotaciones deben hacerse en el campo hasta el máximo que las posibilidades lo permitan; las partes que resten por llenar, deben ser completadas en el laboratorio. Los registros deben hacerse con un lápiz blando (No. 2, 2.5 o su equivalente). Todas las medidas deben expresarse en el sistema métrico decimal, en caso de que no se usaren medidas de ese sistema, tales como

millas, pies, pulgadas, entonces la abreviación para el sistema métrico (m), que está impresa en la tarjeta debe ser tachada e indicar claramente la unidad de medida usada. Las anotaciones en la tarjeta requieren un mínimo de escritura, pues en la misma está impresa toda la información necesaria, de tal manera, que solo se requiere subrayar o marcar con un círculo o con un signo apropiado, la palabra o frase pertinente en el lugar correspondiente.

Siendo la intención de la tarjeta, el servir de guía en la selección de los lugares y métodos para la colección de adultos y estadios juveniles en el campo, es por ello, que la misma es discutida en detalle en los siguientes parágrafos y en los dos capítulos posteriores.

CODIGO Y NUMERO DE COLECCION (LOTE). Las colecciones se identifican primero (1), por un código de dos o más letras mayúsculas, las cuales designan el país, el grupo colector o la institución (se emplean dos o más códigos para un país cuando dos o más equipos operan simultáneamente en lugares distintos) y segundo (2), por un número de colección o de lote. Las colecciones de cada código, se enumerarán siguiendo el orden natural de los números, partiendo desde el primero, y cada número, identificará todo el material de la colección. Para identificar grupos o individuos dentro de una colección determinada, se les subdividirá en sublotes, a los cuales se les asignará un número que sigue al de colección y del cual lo separá un guión (véase SUBLOTES Y CRIAS INDIVIDUALES).

La tarjeta de colección, servirá tanto para las colecciones de estadios juveniles, como para las colecciones de adultos. En caso de que una colección contenga formas adultas y juveniles, estos deben ser separados y usar una tarjeta de colección para cada una, y por lo tanto, números de colección distintos. Sin embargo, debe indicarse en OBSERVACIONES, que las dos colecciones fueron hechas en la misma localidad. La secuencia numérica de los lotes o colecciones de cada código debe continuarse independientemente de se la colección es de adultos o estadios juveniles.

En el caso de estadios juveniles debe asignarse un número de colección para cada criadero, por ejemplo, un pozo en el suelo, un sitio particular en un pantano o charca, una cueva de cangrejo, un hueco en un árbol, una bromelia, un recipiente cualquiera, etc. Solamente en aquellos casos, cuando en dos o más criaderos idénticos se encuentra la misma especie, debe hacerse una sola tarjeta de colección indicando tal circunstancia en OBSERVACIONES. Las colecciones hechas en axilas de hojas o en inflorecencias individuales de una misma planta, deben numerarse separadamente si se sospecha que hay varias especies, y anotar las diferencias entre los habitats respectivos.

En el caso de los adultos, debe asignarse un número de colección distinto para cada colección en un sitio específico, y para cada tipo de colección, por ejemplo, picando o posándose, en un sitio particular de un bosque a una hora determinada, o, igualmente si es de trampa, de cueva de cangrejo, de una alcantarilla, etc. Una colección compuesta o mixta debe explicarse en OBSERVACIONES. A las colecciones de adultos para la obtención de progenies, debe asignársele un número distinto al de cualquier colección general de adultos hecha en el mismo tiempo y lugar.

LOCALIDAD E INFORMACIONES RELATIVAS. En localidad debe anotarse la situación geográfica precisa del área donde se colecciona, de modo, que se pueda encontrar fácilmente en el futuro. Es recomendable hacer referencia a la distancia que hay entre el sitio de colección y cualquier otro punto fácilmente localizable, como por ejemplo, la carretera principal, posteadura de la misma, aldea, etc.; en todo caso, las anotaciones deben ser lo más claras y precisas

posibles. Si se cuenta con mapas, debe indicarse en el mismo, el sitio de colección con el número de lote correspondiente. Como por regla general se hacen varias colecciones en una misma localidad, se hace necesario especificar con mayor detalle, la localización exacta de cada una. Como se indicó antes, debe anotarse la ciudad, pueblo o caserío más cercano que aparezca en el mapa, dar la distancia (km) y la dirección u orientación (azimut) con respecto a la misma. El distrito (parroquia, municipio, etc.) y la provincia (departamento, intendencia, estado, u otras divisiones político-territoriales mayores), deben escribirse en cada tarjeta, así como también la fecha y nombre (s) del colector (es). La altura sobre el nivel del mar del sitio de colección, puede obtenerse por medio de un altímetro o de un mapa acotado. Siempre que sea posible, deben tomarse fotografías del ambiente general y de los habitats específicos, especialmente de aquellos que se forman en estructuras particulares de las plantas donde se almacena agua. Las fotografías deben identificarse con el número de colección respectivo, y, para que el mismo salga en la foto, éste se escribe con un lápiz de cera sobre una tarjeta o cartulina blanca y se coloca en un sitio apropiado en el lugar que se va a fotografiar. La fotografía de un ambiente general sirve para varias colecciones y se debe indicar con una marca (✓), en la tarjeta de colección, si se tomó.

AMBIENTE GENERAL. Para cada colección, ya sea de estadios juveniles o de adultos, todos los renglones previstos en esta sección de la tarjeta, deben considerarse muy cuidadosamente y encerrar en un círculo, la palabra o frase correspondiente, en los numerales uno a siete, y cuando sea posible, en el ocho, nueve y diez. Cualquiera otra información pertinente debe registrarse en OBSERVACIONES.

1. Plantas leñosas. Se incluyen en esta categoría árboles, arbustos, matorrales, bejucos y formas arborecentes como el bambú; se excluyen las epifitas leñosas (véase 3). La escala de altura es de 0 a 30 metros; la altura de plantas leñosas se indica encerrando en un círculo los números que se aproximen al rango. En la escala de densidad, el 0 representa total ausencia de plantas leñosas; el 1 baja densidad, como por ejemplo, los árboles de un parque; el 2 densidad media, como en una planada o llano cubierto de árboles, pero en donde se puede caminar facilmente; el 3 alta densidad, como en una selva o bosque en donde no se puede entrar sin antes abrir una trocha o brecha. La densidad se indica encerrando en un círculo el número o los números apropiados, tomando en cuenta las condiciones intermedias de densidad.

2. Hierbas y pastos. Se incluyen en esta categoría todas las plantas no leñosas, y comprende también formas como plátanos o bananos, heliconias y bromelias terrestres. Son excluidas formas arborecentes como el bambú, así como también las epifitas (véase 1 y 3 respectivamente). La escala de alturas y la de densidad, deben registrarse en el misma forma y con el mismo criterio que para las plantas leñosas.

3. Epifitas. Ciertas epifitas son un elemento importante en el ambiente general de los mosquitos en los trópicos, ya que por virtud de su estructura, son capaces de mantener y almacenar agua a veces en cantidad considerable. Muchas especies de bromelias están en esta categoría. En la escala de densidad, 0 representa ausencia total; 1, baja densidad, es decir, unas pocas plantas por árbol; 2, densidad media, numerosas plantas por árbol y 3, alta densidad, como cuando las plantas cubren casi todo el espacio disponible en un árbol.

4. Areas marginales. Algunos de los ambientes más propicios para mosquitos se encuentran en las formaciones vegetales marginales, a las orillas de

senderos, caminos, diques, canales, etc. El área marginal de una formación vegetal puede identificarse por la presencia de muy diferentes tipos y especies de plantas, y, la misma puede extenderse algunos metros hacia dentro del margen propiamente dicho.

5. Areas ribereñas. La mayor densidad de criaderos de mosquitos se encuentra en las riberas de cuerpos y cursos de agua, permanentes o temporales. El término áreas ribereñas, lo usamos aquí en un sentido amplio e incluye el cinturón o faja de vegetación que rodea un curso o cuerpo de agua cualquiera.

6. Influencia humana. Contrariamente a lo que se cree, los ambientes imperturbados no son los más apropiados para mosquitos, excepto, aquellos a lo largo de las áreas marginales y ribereñas. La actividad del hombre es un factor muy importante en la ampliación de estas últimas. Vegetación vírgen, se considera aquí a aquella que no ha sido afectada por el hombre o los animales domésticos. Claro, (tala, roza, etc.) se refiere a un área talada en donde ha crecido una vegetación secundaria. Zona de pastoreo, se refiere a áreas perturbadas por la acción de los animales domésticos. Plantío, (plantación, siembra, etc.) se refiere, o es, un área parcial o totalmente talada y sembrada con cultivos permanentes. Cultivo, se refiere a áreas parcialmente taladas y con cultivos no permanentes. Ambiente doméstico, es un área urbana o rural en la que moran conjuntamente, humanos y animales domésticos.

7. Luz. La cantidad de luz en el ambiente general de los sitios de colección, es un factor importante y debe registrarse, en los términos generales indicados.

8. Precipitación pluvial. Indíquese en centímetros, la precipitación media anual del sitio de colección, si hay datos fidedignos al respecto. En caso de no ser ello posible, deben tomarse los datos de la localidad más próxima, y el nombre de la misma debe ser anotada en OBSERVACIONES.

9. Estación lluviosa. Subráyense los meses de mayor precipitación pluvial en la localidad donde se colecciona.

10. Formación vegetal. Debe anotarse la formación vegetal dominante en el área. Para la que cubre el proyecto "Mosquitos de Meso-América" estas formaciones son: selva pluvial tropical, selva pluvial subtropical, bosque tropical deciduo, selva nublada, páramo, monte espinoso, maleza zona desértica, estepa, sabana, chaparral, bosques de piño (pinyon-juniper woodland y pine barrens), bosques deciduos de zona templada, bosque montañoso de coniferas, litoral (manglares, marismas). El sistema de Holdridge (1947) puede usarse alternativamente.

ESTADIOS JUVENILES. Esta sección se discute y se explica más adelante en el capítulo COLECCION DE ESTADIOS JUVENILES. En cada tarjeta de colección se registrará solamente un criadero, para lo cual se encierra en un círculo o se llena la descripción apropiada del sitio y condiciones del criadero; por ejemplo, altura del criadero sobre el suelo, agua, vegetación en el criadero y fondo del criadero.

ADULTOS. Esta sección se discute y explica más adelante en el capítulo COLECCION DE ADULTOS. Para cada colección se anotará el sitio exacto de colección, así como los datos relativos al tipo de colección, subrayando el impreso apropiado: altura sobre el suelo, hospedador o cebo y hora de captura (especifíquese el tipo de luz usado en la trampa y, otros tipos de trampas).

OBSERVACIONES. Aquí se registrarán notas especiales, explicaciones o aclaraciones de datos anotados en otras partes de la tarjeta.

SUBLOTES. Esta sección se usa para registrar las subdivisiones del ma-

terial de una colección. En el caso de una colección de estadios juveniles los números de sublotes (-1 a -9) se usan para indicar las diferentes especies reconocidas en la colección, y para anotar para estas especies, el material coleccionado que ha sido preservado directamente, o el obtenido de crías masivas o de conjunto. Igualmente, los sublotes deben usarse para identificar las diferentes especies en las colecciones de adultos, así como para identificar las crías que se obtienen de adultos coleccionados. En este último caso se le debe asignar un número de sublote a cada progenitora y su progenie. La progenitora debe identificarse con la letra mayúscula P, después del número del sublote (ejemplo -1P).

Para cada sublote se debe anotar la identificación provisional (aunque solo sea el género) y señalar con una marca (✓) la casilla apropiada, así: L, si lo que preserva es la larva; l, si es la muda; P, si es la pupa; p, si es la muda; ♂, si es macho; ♀, si es hembra y H, si son huevos. El material perteneciente a un sublote determinado se rotula con el número de colección (lote) seguido por un guión (-) y después el número de sublote; por ejemplo, 50-1 y 50-2 para sublotes -1 y -2 de la colección 50.

En la tarjeta se contempla espacio para un total de nueve especies (o nueve series) en una colección. Si se obtienen más de nueve especies de un solo criadero o en una colección de adultos, se debe llenar otra tarjeta con los mismos datos y asignarle otro número de colección, preferiblemente el que sigue. En cada caso se deben hacer las observaciones pertinentes en ambas tarjetas.

CRIAS INDIVIDUALES. El reverso de la tarjeta es para registrar crías individuales de los estadios juveniles colectados en el campo, o de las crías de progenies. Los números se refieren a cada espécimen; de cada uno se indicará con una marca (✓) los estadios que se preservan: muda de la larva (l), la de la pupa (p) y el correspondiente macho (♂) o hembra (♀). Cualquier estadio que se pierda se señala con un cero. Si el material preservado en alcohol es una larva o pupa muerta, o un adulto ahogado, se marcará una cruz (+) en la casilla correspondiente, o con una (✓), en la columna 'p', si se trata de un adulto que emergió parcialmente y una cruz (+) en la columna de ♂ o ♀, de acuerdo con el sexo del espécimen. El nombre específico (o génerico) correspondiente no es necesario escribirlo para entonces.

La serie de tres dígitos (-100 a -114) se usa para registrar las crías individuales provenientes de pupas silvestres, las que, no es práctico clasificar hasta especie. Las series de dos dígitos es para registrar las crías individuales de larvas en el cuarto estadio, coleccionadas en el campo, o para crías masivas de progenies. Las series -10 a -19 para especies o progenitoras del sublote -1; la serie -20 a -29 para especies o progenitoras del sublote -2; la serie -30 a -39 para especies o progenitoras del sublote -3; y así sucesivamente hasta las series -90 a -98.

En el caso de que se quieran hacer más de 10 crías individuales para una o más especies, pueden entonces emplearse las series no usadas, teniendo el cuidado de anotar, en la columna correspondiente a especies, que se trata de la continuación de una serie particular. Lo mismo se hace cuando se desea criar individualmente más de 15 pupas de las coleccionadas en el campo, en cuyo caso, las series para larvas pueden emplearse para este fin y preferiblemente las 90, 80, 70, etc.

ROTULACION. Todo el material se identifica por medio de números, los cuales hacen referencia al de colección o lote consignado en la tarjeta y el de

sublote y divisiones individuales, cuando las hay. La tarjeta contiene todos los datos de una colección y el registro de todos los números correspondientes a la misma; por lo tanto, en el campo, no es necesario escribir en las etiquetas o rótulos el país y el código correspondiente al equipo; sin embargo, ello debe indicarse claramente al momento de hacer el envío del material. Las etiquetas o rótulos con el código impreso, se deben fijar a todo material en el laboratorio en el cual se procesa y monta el mismo, para el presente proyecto "Mosquitos de Meso-América" el laboratorio central está en UCLA (Belkin, Schick et al 1965, 1967, fig. 2).

Todos los rótulos deben hacerse con papel "bond" fuerte (20 lb) y usando lápiz suave (No. 2, 2.5 o equivalente), nunca tinta.

En el caso de colecciones que no se dividen en sublotes, se escribirá en la etiqueta solamente el número de colección (lote) precedido del signo o subrayándolo, en el caso de que la lectura del mismo pueda prestarse a confusión. Si la colección se divide en sublotes, en la etiqueta se escribe el número de colección (lote) seguido de un guión (-) y luego el número de sublote; ej., 50-1, 50-2, etc., (véase la sección SUBLOTES). La etiqueta o rótulo debe colocarse siempre dentro del envase que contiene el material, nunca por fuera del mismo.

En la rotulación de crías individuales deben usarse etiquetas especiales impresas, con lo cual se ahorra tiempo, se reducen a un mínimo los errores mecánicos y se asegura uniformidad. Estos rótulos están distribuidos en columnas en una hoja, las cuales se cortan en el sentido de las columnas, resultando así tiras de etiquetas. Todas aquellas tiras con los mismos números se agrupan y cada grupo se guarda en un sobre. Los números en estas etiquetas corresponden a los que están en el reverso de la tarjeta de colección para identificar las crías individuales. Los de la serie 100, están repetidos una vez (uno es para la muda de la pupa y el otro para el adulto correspondiente); los de las series 10, 20, 30, etc., hasta la 90, están repetidos tres veces (uno para la muda de la larva, otro para la de la pupa y el otro para el adulto correspondiente).

Para marcar las crías individuales en una colección determinada se procede de la manera siguiente; (1) prepárese una tira completa de la serie apropiada y escriba en ella el número de colección (lote) enfrente del guión (-); luego, (2) corte una serie de un mismo número, comenzando por la parte superior de la tira, según se vaya necesitando; (3) la serie se fija al recipiente con la cría individual, aprisionándola entre la tapa y los bordes del envase; (4) corte una etiqueta de la serie de números repetidos, para marcar la muda y los adultos tan pronto como estos se colocan en los frasquitos o cárpulas para conservarlos; durante la crianza siempre debe haber una etiqueta individual con una serie repetida acompañando cada estadio hasta que, el mismo sea preservado; (5) la sección no usada de la tira se guarda con la correspondiente tarjeta de la colección o sublote de cría masiva hasta que estas se terminen, entonces se destruye lo que quede de la tira de etiquetas; (6) marque apropiadamente en el reverso de la tarjeta de colección, todos los números de las crías individuales, a medida que los mismos son asignados.

LIBRO DE CAMPO. Siempre se debe usar un libro de campo para anotar detalladamente toda la información para la cual no se ha previsto espacio en la tarjeta de colección. Debe tenerse el cuidado de anotar el número de colección a la correspondiente información registrada en el libro de campo. Una libreta de campo de las usadas por los ingenieros es la más apropiada, pues de una vez se obtienen duplicados que se pueden anexar a la tarjeta de colección,

evitando así el tener que copiar de nuevo la información original. Las libretas deben guardarse para mantener un registro permanente del trabajo de campo.

COLECCION DE ADULTOS

EQUIPO. El equipo básico para la captura de adultos consiste en: (1) aspiradores, (2) mallas o redes de entomología, (3) recipientes para postura, (4) tubos y frascos para matar mosquitos, (5) frasquitos y tazas plásticas con sus tapas y papel toalla e higiénico, (6) cajitas plásticas, (7) linternas de pilas y (8) un morral de colección debidamente equipado, como se indica en el GLOSARIO. Cuando sea posible, se deben también usar trampas de varias clases: de luz, con cebo animal y trampas aéreas (véase más adelante).

CAPTURA. Los mosquitos pueden capturarse, mientras están volando, con una red de nylon de malla fina. El ápice de la red se sostiene hacia arriba con el aro y el mango hacia abajo y se deja que los mosquitos entren hasta el fondo; luego se introduce el tubo para matar y se pone la boca del mismo sobre cada individuo. Si se capturan muchos especímenes al mismo tiempo con esta técnica, puede haber una pérdida o daño considerable de los mismos. En estos casos, lo mejor es tratar que todos los mosquitos pasen al fondo de la red, lo cual se logra moviéndola rápidamente de un lado a otro varias veces, y entonces, rápidamente se recoje la red de tal forma que quede una bolsa con los mosquitos dentro, la cual se introduce en el frasco para matarlos y se cierra, de tal manera que la red quede dentro del frasco.

Si los mosquitos están reposando, se les captura con un aspirador y luego se les transfiere al tubo para matarlos. Es siempre preferible capturar mosquitos con un aspirador, pero esto no es práctico cuando hay una gran cantidad de ellos.

Es también posible colocar la boca del tubo directamente sobre el mosquito reposando o picando, pero con esta técnica se requiere el uso de varios tubos a la vez, y continuamente, y por consiguiente, hay que estarlos cargando con cloroformo o acetato de etilo muy seguidamente.

MUERTE Y ALMACENAJE. Los tubos de ensayos preparados con cloroformo son muy efectivos para matar mosquitos, pero pueden usarse otras sustancias (véase GLOSARIO). Estos tubos deben usarse exclusivamente, para matar mosquitos y deben contener tiras de papel higiénico ('kleenex' o papel toalla), las cuales deben reemplazarse apenas comiencen a humedecerse.

Los especímenes deben sacarse de los tubos o frascos con cloroformo u otro agente activo, dentro de los 10 minutos siguientes a su introducción en ellos. El contenido de estos tubos se debe vaciar en un frasquito o taza plástica (depende de la cantidad de material) con papel higiénico o de toalla en el fondo y luego se le cubre con una capa adecuada del mismo papel. Para cada colección se debe usar un frasquito o taza plástica y en las paredes del mismo debe escribirse, con lápiz graso, el número de colección. También debe ponerse dentro del recipiente un rótulo con el número de colección escrito con lápiz. Una pequeña porción del papel que contiene los especímenes se puede humedecer para estos que se mantengan blandos y relajados. El envase debe mantenerse tapado todo el tiempo. La operación de poner los especímenes en las cajitas plásticas, es mejor no realizarla en el campo, sino hacerla al final del día en al laboratorio o en el campamento (véase el capítulo sobre MUERTE Y PRESERVACION).

AISLAMIENTO PARA POSTURAS. Los adultos de varias especies de mosquitos son muy comunes, pero sus larvas y pupas raras veces se les encuentra, e incluso, los estadios juveniles y sitios de cría de ellos, aún no se conocen. Esto es particularmente cierto con especies de los géneros Aedes y Psorophora de Meso-América. Para obtener los estadios juveniles de estas especies es necesario aislar hembras vivas coleccionadas en el campo, inducirlas a poner, y así obtener todos los estadios (véase CRIA DE PROGENIES en el capítulo SELECCION Y CRIA). Es también deseable, estudiar el grado de variación en clones de las especies importantes. Usando la técnica mencionada se obtiene el material necesario para ello.

Las hembras grávidas o llenas de sangre, que se encuentran en el campo, deben aislarse en recipientes individuales para postura; las que estén picando, deben capturarse en recipientes para postura, después que éstas se hayan llenado completamente, de sangre. El algodón dentro del frasquito para postura debe estar saturado de agua, y el frasquito mantenido a la sombra. Del mismo modo, debe tapársele apropiadamente y marcarlo por fuera con un lápiz graso con el número de colección.

CAPTURA Y REGISTRO. Los mosquitos deben colectarse donde quiera que ellos se encuentren, pero atención especial debe prestársele a las áreas marginales y ribereñas y a las afectadas por las actividades humanas, discutidas en el capítulo precedente. Toda la información para cada colección debe anotarse en la tarjeta de colección, empezando por la localidad e información general, tal como se indicó en el capítulo anterior. Generalmente, se hacen varias colecciones en una misma localidad y a cada debe asignársele un número de colección distinto de acuerdo al sitio específico, a la altura sobre el suelo, a un hospedador o cebo específico, a la hora determinada de captura (véase más adelante). En el caso de que se hagan colecciones mixtas, debido a condiciones excepcionales, esta circunstancia debe explicarse en la sección OBSERVACIONES. A una colección de adultos para obtener cría, se le debe asignar un número de colección distinto a cualquier otra colección hecha al mismo tiempo y en el mismo sitio.

Anote en la sección AMBIENTE GENERAL los datos pertinentes para cada colección, como se indicó en el capítulo precedente. Después anote para cada apartado en la sección ADULTOS, como se indica más adelante. Estas dos secciones sirven como guía para la selección de los sitios y métodos para coleccionar adultos en los ambientes más propicios. Condiciones especiales tales como, lluvias, tempestades, etc., deben anotarse en OBSERVACIONES.

1. Sitio. Debe anotarse la situación exacta, no el ambiente general, y, registrar detalles tales como, el tamaño de la cueva de cangrejo, el tipo de plataforma en un árbol, condiciones del cebo u hospedador, etc.

2. Tipo. El tipo de captura se indica subrayando o encerrando en un círculo solamente uno de los ítemes en la lista impresa en la tarjeta. Las capturas más comunes son: picando o posándose obtenidas por el colector o asistente que sirve como cebo; sin embargo, no siempre es posible distinguir entre ambas, y por lo tanto, son consideradas como del mismo tipo. Para estas capturas, dos hombres pueden trabajar en una área; en todo caso, uno que sirva como cebo mientras el otro captura los mosquitos que se posen o traten de picar al primero. El resultado de la captura es mayor cuando se exponen la piel de los brazos y piernas del colector. Colecciones excelentes se pueden también obtener con un colector que trabaje solo. Diferentes especies de animales se pueden usar como cebo. Para capturar los mosquitos en estos casos,

se usa un aspirador y se debe permanecer en un mismo sitio, por lo menos unos treinta minutos. Si los mosquitos son muy numerosos es necesario usar una red y frascos de boca ancha para su captura. Las redes son muy útiles en el caso de muchos sabetinos, que por lo general, se espantan muy fácilmente.

Enjambres de mosquitos, compuestos principalmente por machos, se encuentran algunas veces sobre arbustos u objetos sobresalientes, incluso la cabeza del colector. Tales enjambres deben capturarse con una redecilla y en su totalidad, si ello es posible. Las condiciones del lugar deben anotarse en la tarjeta de colección.

Las capturas de mosquitos reposando, se hacen en una gran cantidad de habitats, en donde éstos se concentran normalmente durante los períodos en que están inactivos. Casi siempre cualquier sitio protegido, fresco y sombrío, sirve como lugar de reposo, sin embargo los lugares más productivos para las capturas de mosquitos en reposo son: troncos de árboles, huecos en los troncos de árboles, cuevas de cangrejos y de otros animales, debajo de árboles caídos, bancos de arroyos sombreados, zanjas y cunetas (especialmente si tienen vegetación colgante y si hay filtraciones), orillas de cascadas, follaje espeso, mogotes, axilas foliares, brácteas y ascidias, grietas húmedas en los troncos de los árboles, así como debajo de ciertas estructuras como puentes, alcantarillas, drenajes, tubos, barriles, cajones, botellas, envases de lata, establos, sanitarios y sótanos. Entre los mosquitos que están reposando se encuentran la mayor cantidad de machos y también hembras grávidas y llenas de sangre. Debe buscarse cuidadosamente en todos los lugares posibles en donde los mosquitos pueden reposar, y en los sitios muy oscuros se puede usar una linterna. A veces, es necesario disturbar el lugar para localizar los mosquitos. Los mosquitos en reposo se capturan muy fácilmente con un aspirador, directamente con los recipientes para postura o con una red. En cuevas de cangrejos o de otros animales, o cavidades similares en el suelo, se les puede coleccionar colocando una red en la boca de la cueva y hurgándo ésta, con un palo o con el aspirador. Para sacar los ejemplares de la red, se utiliza el aspirador o el frasco de boca ancha, tal como se indicó anteriormente. El lugar exacto donde se realizó la captura de mosquitos en reposo, debe ser anotado en la tarjeta de colección. Toda captura obtenida en un lugar diferente debe dársele un número de colección separado.

Las capturas, barriendo la vegetación, son esencialmente capturas masivas de mosquitos que se encuentran reposando en una zona amplia de vegetación herbácea, pastos o arbustos. Estas capturas se hacen con una red o malla especial que se pasa rápidamente por encima de la vegetación, después que los mosquitos han sido espantados moviendo la vegetación. Por lo general, una captura de esta clase está compuesta de especímenes recién nacidos de ambos sexos. Los machos de muchas especies se obtienen más fácilmente en esta forma, antes de que se dispersen o mueran. Las áreas más productivas para colectas de mosquitos barriendo la vegetación, en la forma descrita, están a lo largo de las márgenes de arroyos, pozos y marismas, así como en el interior de pantanos y ciénegas, y también, en la vecindad de pozos temporales en campo abierto o en zonas boscosas. Cuando la red se pasa sobre la vegetación, esta debe rozarla ligeramente, evitando que se humedezca y que solo un pequeño número de ejemplares se capturen cada vez. Para matar los mosquitos se emplea el frasco de boca ancha (véase anteriormente). Cuando se capturan pocos ejemplares se usa el aspirador para sacar los mosquitos de la red y luego se les transfiere al tubo para matarlos. Una trampa o jaula de malla fina es útil para coleccionar los mosquitos que reposan sobre el pasto (Zuleta, 1950).

El término capturas con luz, se refiere a colecciones hechas durante la noche con una fuente artificial de luz de cualquier clase. Una gran variedad de especies nocturnas, y aún diurnas, son atraidas por la luz, incluyendo a menudo, un gran porcentaje de machos que difícilmente se obtienen por otros métodos. Todos los tipos de luz eléctrica, incandescentes, flourescente y ultra violeta son eficaces para atraer mosquitos. Las de longitud de onda más larga en el amarillo y anaranjado, son una excepción. Debe ensayarse hacer colecciones con varias fuentes luminosas estacionarias, en habitaciones, casas aisladas y a lo largo de caminos y carreteras. Los mosquitos se buscan sobre superficies horizontales o verticales cercanas a la fuente de luz, y tambíen, a distancias considerables de la misma. Algunos pueden encontrarseles volando enfrente de la luz. Fuentes portátiles de luz (con baterías, lámparas de gasolina o kerosenes) pueden llevarse al campo y colocarlas delante de una sabana o lona blanca verticalmente extendida y colgando, por encima de otra colocada horizontalmente. Los mosquitos se capturan con el aspirador, excepto en los casos en que son muy numerosos, cuando es más práctico usar una red. Numerosos tipos y clases de trampas de luz se han diseñado y usado en muchas partes del mundo, principalmente en las zonas templadas del hemisferio norte. Las trampas de luz, en general y por razones desconocidas, no han dado resultados muy satisfactorios en muchas áreas tropicales. Se debe por lo tanto, intentar diseñar lámparas apropiadas para estas áreas, porque ellas pueden ser útiles para coleccionar especies crepusculares y nocturnas. No todas las trampas de luz son apropiadas para capturar mosquitos para estudios taxonómicos, porque los ejemplares quedan en pésimas condiciones, como sucede con la trampa "New Jersey" y sus modificaciones (Mulhern, 1953). La que potencialmente se adapta mejor para estos fines es la "CDC miniature" con baterías y con la cual se capturan especímenes vivos (Sudia y Chamberlain, 1962). Las colecciones hechas a la luz, están muy influenciadas por las condiciones atmosféricas y por la luna; por lo tanto, es importante hacer para cada colección, una anotación de las condiciones exactas prevalecientes cuando se hace la misma, así como del tipo de luz y trampa usada. A cada colección diferente debe dársele un número, también diferente.

Capturas con trampas hace referencia a colecciones hechas con todo tipo de trampas, excepto las de luz. Se han diseñado muchas con cebo animal, pero las más útiles para capturar mosquitos en el trópico son la trampa Shannon (Shannon, 1939, Forattini, 1962: 603-607), la trampa "Madrugada" (Shannon, 1943, Earle, 1949), la trampa Magoon (Magoon, 1935, Bates, 1944, Russell, et al, 1963: 298) y la trampa Trinidad número 10 (Worth y Jonkers, 1962). Las capturas que se hacen con algunas de estas trampas, consisten principalmente, de hembras llenas de sangre las cuales no sirven para conservarlas como especímenes para museo, pero son muy importantes para obtener crías. Una muestra de estas hembras se les separa, y cada individuo se pone en un frasquito para postura. El resto de la colección se mata y se preserva. Otras trampas impiden que la hembra se alimente del cebo, y por lo tanto son más convenientes para obtener ejemplares para museo. Trampas con "hielo seco" (CO_2) como cebo, se han usado satisfactoriamente en algunas áreas, pero no son prácticas para su uso en el campo, en muchos sitios del trópico. Recientemente, la trampa portátil Malaise (Malaise, 1937: 148-160, Gressitt y Gressitt, 1962, Townes, 1963) se ha usado con éxito para diferentes tipos de insectos voladores, y es particularmente eficiente para la captura de Dípteros. Esta última debe ensayarse y tratar de adaptarla para capturar mosquitos diurnos y nocturnos. Cuando se usan trampas, la selección del sitio es muy importante y la información, junto con la indicación relativa a la clase o tipo de trampa usada.

3. Altura del sitio sobre el suelo. La altura sobre el suelo del sitio de captura debe ser indicada en todas las colecciones. Las que se hagan de mosquitos picando o posando y las hechas batiendo o barriendo la vegetación con la red, cuando el colector está sobre el suelo, se consideran efectuadas a 0 metros. En cualquier otro caso, la altura debe estipularse. Para las capturas de mosquitos con trampas, en enjambres o posando, debe especificarse la altura a la que se encontraban los especímenes.

4. Hospedador o cebo. Debe indicarse el número y tipo de hospedador y cebo usado en las capturas.

5. Hora de captura. El período de duración de la captura debe ser indicado, es decir, la hora exacta del período de captura, usando preferiblemente el sistema de las 24 horas corridas (de 1 a 24). El tiempo de operación de la trampa debe ser indicado de la misma manera.

COLECCION DE ESTADIOS JUVENILES

EQUIPO. El equipo básico y útiles necesarios para la captura de estadios juveniles es: (1) cucharones, (2) redes para coleccionar en el agua, (3) bomba para mosquitos y sifones, (4) pipetas y goteros, (5) bandejas o cubetas esmaltadas o de plástico, (6) baldes plásticos, (7) tazas plásticas con tapa, (8) frasquitos plásticos con tapa, (9) bolsas plásticas, (10) recipiente plástico o jarrafa plástica para agua, o de cualquier otro tipo para mantener agua limpia y preferiblemente de lluvia, (11) caja de madera o cartón o traillas para colocar los frasquitos plásticos llenos, y, (12) un morral de colección debidamente equipado, como se indica en el GLOSARIO.

CAPTURA Y REGISTRO. En vista de que el gran porcentaje de las especies puede ser colectado en sus formas juveniles, es por lo tanto necesario, poner énfasis en el reconocimiento taxonómico de los estadios juveniles que se puedan criar en el laboratorio, y así determinar una asociación definitiva entre los adultos de ambos sexos y todos sus estadios.

Los estadios juveniles deben coleccionarse con gran cuidado y mantenerlos con suficiente agua y sedimentos del criadero original, para con ello asegurarles alimento adecuado. Las larvas y pupas se sacan del criadero con un cucharón, red coladora, pipeta, sifón o bomba. Todas las larvas se deben coleccionar, incluso las muy pequeñas. Todos los estadios juveniles se colocan en una bandeja o taza plástica, cubeta o balde, con suficiente agua del criadero hasta que se obtenga el número de ejemplares deseado. Los residuos grandes se eliminan y el sedimento, si lo hay, se deja asentar. Como la transformación en pupa y la emergencia de los adultos tiene lugar en las horas intermedias de la mañana y de la tarde, es muy importante, mientras se está coleccionando o transportando el material, aislar en frasquitos individuales el número deseado de larvas en el cuarto instar (el cual se distingue porque las larvas son más obscuras y opacas) y las pupas de color obscuro. Cada frasquito se tapa y se marca por fuera con el número de colección (lote), con lápiz graso. El resto de la colección debe ser cuidadosamente examinada para ver si hay presente larvas depredadoras y carnívoras, las cuales también deben separarse en frasquitos individuales. (Para el reconocimiento de larvas carnivoras véase la sección sobre CRIAS ESPECIALES en el capítulo SELECCION Y CRIA). En caso de tener agua en exceso, esta se vacia pasándola a través de una red de malla fina; el residuo se devuelve al recipiente, volteando la red y

sumergiéndola varias veces en el agua para limpiarla. Finalmente, la colección debe colocarse en una o más tazas plásticas llenas con agua hasta los 3/4 de su capacidad y con unas 200 larvas y/o pupas en cada una. Luego todos los recipientes se tapan cuidadosamente, y ambos recipientes y tapaderas, deben ser marcados exteriormente con el número de colección, usando lápiz graso.

Es muy importante que todos los utensilios se laven bien después de cada colección, para evitar que pueda mezclarse material de diferentes colecciones. Es evidente que algunos registros de mosquitos provinientes de criaderos poco comunes, son debido a mezclas inadvertidas de material por el motivo antes señalado.

A cada colección de un criadero específico, debe asignársele un número de colección y anotar en la tarjeta toda la información correspondiente e indicando igualmente toda la información pertinente para cada uno de los renglones en la sección ESTADIOS JUVENILES. Todos los detalles concernientes a esta sección se discuten en los capítulos CRIADEROS, ALTURA SOBRE EL SUELO, AGUA, VEGETACION Y FONDO. Aún cuando se hagan varias colecciones en una misma localidad, a cada una se le asigna un número de colección diferente y en cada tarjeta se registra toda la información relativa a la localidad y la que se solicita en AMBIENTE GENERAL.

En la sección sobre CRIADEROS se da una lista de los principales sitios utilizados como tales por los mosquitos y sirve como una guía para buscar en el campo, sitios específicos donde encontrar estadios juveniles.

COLECCION DE HUEVOS Y MATERIAL SECO. Una buena fuente, frecuentemente relegada, de material de mosquitos son los huevos depositados en el habitat natural. Para ciertas especies, particularmente de los géneros Aedes y Psorophora, este material es el mejor para obtener larvas, pupas y adultos, especialmente durante la época seca; por consiguiente, debe hacerse lo posible por coleccionar huevos en el campo e incubarlos en el laboratorio. Además, es muy deseable obtener información referente a los huevos de mosquito, pues hasta ahora, muy poco se conoce, especialmente de los huevos de especies que se crian en las axilas foliares y brácteas florales. Es aconsejable preservar algunos de estos huevos (véase el capítulo sobre MUERTE Y PRESERVACION).

Aquellas especies que utilizan agua permanente o semipermanente en el suelo, generalmente ponen los huevos sobre la superficie del agua, pero en ocasiones se les encuentran adheridos a la vegetación. En el primer caso, los huevos son generalmente coleccionados con las larvas y pupas, si se usa una red de profundidad para filtrar el agua y los residuos del criadero. Los huevos obtenidos en esta forma deben ser incluidos en la misma colección, junto con las larvas y las pupas. Sin embargo, debe hacerse un esfuerzo especial para localizar masas de huevos o huevos individuales de anofélinos y aislarlos en frasquitos individuales para incubarlos. Estos huevos se pueden sacar del agua por medio de una tira de papel de filtro u otro papel absorbente. Ciertas especies de Mansonia pegan masas, rosetas o cintas de huevos a la vegetación acuática, emergente o flotante o a varios objetos, a rás o por debajo de la superficie del agua, y algunas veces, a las raices de las plantas (véase Horsfall, 1955, para sitios específicos). En donde quiera que se coleccionen adultos de Mansonia, debe buscarse huevos en los cuerpos de agua permanente de los alrededores. Las masas de huevos deben tomarse junto con un pedazo de la vegetación a la cual están adheridos y llevárselas al laboratorio, para su incubación.

Las especies que utilizan principalmente aguas temporales en el suelo como

criadero (Psorophora y varios subgéneros de Aedes), generalmente, ponen los huevos individualmente en tierra húmeda por encima del nivel del agua o en depresiones sin agua pero que eventualmente pueden ser inundadas. El desarrollo larvario de estas especies es por lo común bastante rápido y generalmente los estadios juveniles de las mismas no es posible hallarlos cuando solamente se encuentran hembras en el campo. En estos casos, debe intentarse coleccionar al margen de las depresiones en donde haya habido agua. Se deben obtener muestras de suelo hasta una profundidad de una pulgada, utilizando para ello una espátula u otro instrumento apropiado; dichas muestras se colocan en bolsas o tazas plásticas para ser inundadas con agua posteriormente (véase el capítulo referente a SELECCION Y CRIA). También pueden coleccionarse huevos de estas especies en áreas semejantes durante el período de la estación seca, especialmente cuando los adultos se han observado durante la estación lluviosa precedente. Todas las áreas inundables debe revisarse, así como las márgenes de cuerpos de agua permanente o semipermanente, sujetos a fluctuaciones periódicas del nivel del agua. La presencia de huevos en el suelo puede comprobarse en el campo, poniendo una muestra de suelo en agua; si hay huevos, las larvas nacen por lo general, a los pocos minutos. Diferentes especies ponen sus huevos a distintos niveles en la pendiente del pozo o concavidad en el suelo; por tal motivo, deben recogerse muestras de suelo a varios niveles.

Muchas de las especies que se crian en los huecos en los árboles y posiblemente otros habitats en plantas (axilas de hojas, brácteas florales, cáscaras de coco, bambús, etc.), ponen los huevos por encima del nivel del agua. Los huevos de algunas de estas especies soportan la desecación y pueden permanecer viables después de largos períodos de sequía. Después de coleccionar larvas y pupas en tales habitats, las paredes del hueco o de la estructura donde se acumula el agua deben enjuagarse varias veces con agua limpia para despegar los huevos que puedan estar presentes. En la colección en estos criaderos debe también incluirse una considerable cantidad de residuos del fondo, para ver si hay huevos en los mismos. Durante la estación seca, se pueden localizar huecos en los árboles, los cuales sirven como criaderos en tiempo de lluvia. Residuos del fondo y el raspado de las paredes en tales sitios debe coleccionarse en bolsas o tazas plásticas, para su posterior tratamiento en el laboratorio. Residuos secos del fondo de las hojas basales de ágabe o fique u otras plantas similares, han suministrado huevos de especies de Aedes y es posible, que material seco de las axilas de las hojas o de las brácteas de estas plantas puedan albergar huevos viables de mosquito.

Las colecciones de huevos se someten al mismo tratamiento que las de los estadios juveniles, dándole un número de colección para cada sitio específico y anotando la información en la sección ESTADIOS JUVENILES. La naturaleza de la colección se anota en OBSERVACIONES.

MANIPULACION Y TRANSPORTE DE LAS COLECCIONES. Los diferentes recipientes que contienen los estadios juveniles o adultos colectados en el campo, deben colocarse verticalmente en cajas o cajetas para su transporte. Generalmente, poca mortalidad se registra cuando se toman las precauciones debidas durante el transporte del material en vehículos apropiados para operar en el campo. Las precauciones que se deben tomar son las siguientes: Primero, los recipientes deben ser colocados en donde el sol no les de directamente, ni donde el calor sea excesivo. Si la temperatura ambiente es muy alta, se deben poner toallas húmedas encima y alrededor de los recipientes. Segundo, se debe

manejar con cuidado, evitando altas velocidades, frenadas repentinas, saltos y baches. Tercero, periódicamente (cada hora más o menos) se deben hacer paradas de unos 10 a 15 minutos para revisar las colecciones. Los frasquitos deben destaparse para liberar la presión que pueda haber dentro de ellos y luego taparlos nuevamente. Esta operación es particularmente importante, cuando se cambia de altitud rápidamente, en cuyo caso es conveniente revisar las colecciones con mayor frecuencia. Cuarto, si en el trayecto hay emergencia de adultos, estos deben separarse de inmediato, en frasquitos individuales.

Varios métodos especiales se han usado para transportar larvas y pupas, pero si se toman las precauciones antes anotadas, los mismos no son indispensables. Se han transportado colecciones en vehículos para pasajeros, en viajes que han tomado más de una semana, transitando malas carreteras y sin emplear métodos especiales, y la pérdida de material ha sido practicamente nula.

CRIADEROS. La lista de criaderos que aparece en la tarjeta de colección, proporciona una guía para los principales tipos específicos de habitats, utilizados por los estadios juveniles de los mosquitos. En cada localidad deben revisarse todos los tipos previstos. A cada tipo específico se le debe asignar un número de colección separado y la tarjeta de colección para cada uno, se debe llenar como se indicó anteriormente en la sección COLECCION Y REGISTROS. En esta sección se definen y discuten los diferentes tipos de criadero, en el orden que aparecen en la tarjeta de colección, al mismo tiempo, que se sugieren métodos especiales de colección que pueden ser más ventajosos. La lista de sitios para criaderos comienza con los más generalizados, situados en el suelo y prosigue con los más especializados, encontrados en las plantas. Si se encuentra un criadero no especificado en la tarjeta de colección, éste se debe describir en detalle y con toda la información pertinente en la sección OBSERVACIONES.

1. Laguna, lago. Esta categoría comprende todos los cuerpos de agua, permanentes o semipermanentes, naturales o artificiales, con una área libre de considerable dimensión en el centro. Se distingue entre lago y laguna, por el tamaño. El lago es más grande, y generalmente lo abastecen uno o más arroyos (quebrada, riachuelo, etc.); la laguna es pequeña, y la abastecen manantiales o agua de infiltración. Los lagos, por lo general, están señalados en los mapas, mientras que las lagunas no, y solo tienen nombres locales. Las colecciones deben hacerse en varios sitios y en tipos diferentes de vegetación alrededor de los cuerpos de aguas mencionados, y, si es posible, en la parte central de los mismos. A cada colección se debe asigner un número de colección distinto y anotar en OBSERVACIONES el sitio exacto, además de especificar las diferentes condiciones del agua, la vegetación y el fondo que se piden en la tarjeta. Los estadios juveniles se localizan más fácilmente moviendo la vegetación y agitando el fondo. Las larvas y pupas que lleguen a la superficie, se sacan con un cucharón o red coladora. En las orillas abruptas y en donde la vegetación crece en mogotes o haces, los estadios juveniles se concentran en el margen de la vegetación. La captura, en estos casos, se puede hacer sumergiendo rápidamente un cucharón, o haciéndolo descender lentamente al mismo tiempo que se le apoya contra la vegetación. En los sitios despejados se obtienen mejores resultados si se arrastra una red en el agua, de un lado o otro.

La localización y captura de los estadios juveniles de las especies más comunes, típicas y bien conocidas, de los géneros Anopheles, Bironella, Uranotaenia, Culex, Aedeomyia, Hodgesia, Culiseta, Ficalbia y ocasionalmente Aedes,

no ofrece mayores dificultades. La manipulación y técnicas generales de ellas, han sido expuestas anteriormente, en la sección COLECCION Y REGISTROS. La técnica de concentración con un colador o red, que es particularmente importante para obtener estadios juveniles en abundancia, debe usarse siempre. Otras formas comunes en lagos y lagunas, sin embargo, requieren especial atención para reconocerlas, encontrarlas y tratarlas. Estas últimas son discutidas en los parágrafos siguientes.

Las larvas y pupas de Mansonia se encuentran debajo de la superficie del agua pegadas a la vegetación flotante, o a tallos y raíces de plantas que tienden a sobresalir. Para localizar los criaderos de algunas especies de este género, se utiliza una red acuática y mediante una operación rápida se pasa bajo la vegetación; luego el contenido que se obtiene al levantarla se vacia en una bandeja o balde con agua. Para otras especies de Mansonia, la técnica consiste en sumergir un balde y cuidadosamente colocarlo por debajo de la vegetación flotante y luego levantarlo o, simplemente, tomar pedazos de la vegetación y ponerlos en un recipiente con agua. En todos los casos, la vegetación que se ha puesto en el recipiente se agita vigorosamente en el mismo, para que las larvas y pupas se desprendan; luego, se examina pedazo por pedazo todo el material, incluso los fragmentos que se hayan ido al fondo del recipiente. Al momento de la emergencia, las pupas de Mansonia flotan en la superficie, yaciendo horizontalmente, inmóviles, aparentemente sin vida y semejando las pupas de Chironómidos. Los criaderos de Mansonia pueden encontrarse algunas veces, buscando las mudas de las pupas. Las larvas y pupas vivas de Mansonia deben colocarse en frasquitos plásticos individuales y ponerles en su interior, flotando en la superficie del agua, un disco de papel resistente a la humedad (véase la sección CRIAS ESPECIALES en el capítulo SELECCION Y CRIA). Las pupas con coloración oscura deben colocarse en frasquitos individuales, sin agua y con una tira de papel húmedo. Los estadios juveniles de algunas especies de Ficalbia también se adhieren a la vegetación flotante, y para coleccionarlas se emplea la misma técnica que para las de Mansonia.

Las larvas y pupas de especies de Chaoborus y Sayomyia se encuentran, por lo general, a mayor profundidad que las señaladas arriba en las áreas descubiertas, y lejos de la orilla. Para coleccionarlas se arrastra una red grande a varias profundidades, así como también, sacando material del fondo. El contenido de la red se vierte en una bandeja con agua, en la que también se lava la red. Las larvas de estas especies son prácticamente transparentes y díficil de localizar; sin embargo, si se espera que el material en suspensión sedimente, se les puede reconocer por los movimientos que efectúan, cuando flotan, horizontalmente, cerca del fondo de la bandeja. Aún cuando las larvas de especies de Chaoborus y Sayomyia son carnívoras, se les puede poner juntas en el mismo recipiente, ya que su dieta no incluye mosquitos.

Las larvas y pupas de especies de Corethrella y Lutzomiops también requieren atención especial. Ellas son semejantes a las de Anopheles o Uranotaenia y descansan paralelas a, y ligeramente por debajo de, la superficie del agua. Algunas son muy excitables, y cuando se les disturba se sumergen y permanecen por largos períodos en el limo floculoso del fondo. La pupa flota inmóvil en la superficie, en posición horizontal y semejando semillas o brácteas de compuestas. Los especímenes de Corethrella y Lutzomiops no es necesario aislarlos, pues no parecen ser caníbales y probablemente se alimentan de microorganismos mayores grandes presentes en su habitat.

Los estadios juveniles de especies de Dixinae, se encuentran comúnmente en la vegetación alrededor de lagunas y lagos y en otros habitats acuáticos en

el suelo; pero rara veces se les colecciona debido a que no se les considera relacionadas con los verdaderos mosquitos. Las larvas se mueven hacia atrás, con un movimiento ondulante del cuerpo y aparentemente sobre la superficie del agua; cuando están en reposo sobre la vegetación o en la orilla, doblan el cuerpo en forma de U invertida, de tal manera que la cola y la cabeza están sumergidas, mientras que, el resto del cuerpo está completamente fuera del agua. Con frecuencia reptan fuera del agua, pero siempre envueltas en una película acuosa. Ellas se pueden desalojar de tales situaciones, vertiendo rápidamente agua con un cucharón, o bien rociando con agua la orilla o la vegetación, para luego coleccionarlas con una red o un cucharón. Las pupas se encuentra junto con las larvas, descansando contra las orillas y con el abdomen hacia abajo. Después de coleccionadas las especies de Dixinae, se manipulan como los verdaderos mosquitos.

2. Charco. Se incluyen en esta categoría todos los cuerpos de aguas estancadas que se encuentran en el suelo, siendo principalmente de naturaleza temporal y debidos a situaciones, bien sean naturales o artificiales. Algunos de estos cuerpos de agua pueden ser semipermanentes, como es el caso de las cunetas y los pozos que se hacen a lo largo de las carreteras y vías férreas, para construir el terraplén de las mismas, o de los canales de riego y drenaje. Los charcos que quedan después que las aguas de inundación vuelven a su cauce normal, también están incluidos en esta categoría. Un charco de gran magnitud, se considera aquél que 5 o más metros de largo; los de menor dimensión son considerados pequeños. Un tipo común en esta categoría son los surcos formados por los carruajes al transitar por carreteras fangosas. Los diferentes tipos de aguas estancadas que se incluyen en esta categoría, deben buscarse tanto en áreas abiertas, como sabanas y pastizales, así como en las áreas de crecimiento secundario (rastrojos, tales, limpias) en lugares boscosos. Cada uno de estos ambientes contiene especies diferentes de mosquitos. Una categoría especial, 5. Bosque inundado, se trata aparte, pues en la misma raramente se hacen colecciones, y en ella pueden haber especies de interés muy especial. Los pocitos que dejan las pisadas de los animales, 3. Huellas de animales, también están incluidos en la categoría de charcos.

La colección de mosquitos en este tipo de criaderos, se puede hacer con cucharones, coladores, redes acuáticas, bombas o, directamente con pipetas. La fauna de mosquitos consiste, principalmente, de especies del género Aedes y Psorophora; pero, en los pozos grandes y semipermanentes es posible encontrar especies de Anopheles, Culex, Uranotaenia, Culiseta, Chaoborus, Sayomyia, Corethrella, Lutzomiops, Dixinae e incluso Mansonia. Para los cuatro últimos grupos se dió una discusión detallada en la sección 1. Laguna, lago.

3. Huellas de animales. Las huellas de animales en áreas bajas y pantanosas, abiertas o boscosas, son criaderos apropiados para mosquitos, especialmente durante la estación lluviosa. Los estadios juveniles pueden coleccionarse directamente con una pipeta o con un cucharón, colador, bomba o red coladora. Los dos últimos son más convenientes, ya que con ellos se capturan los especímenes más rápidamente, al mismo tiempo, que se obtiene concentrado el alimento natural existente en el criadero. Aún cuando la fauna de mosquitos en este tipo de criadero, consiste principalmente, de especies que se crian en cuerpos de agua temporales (Aedes, Psorophora), a veces, también, incluye especies que normalmente se crian en habitats acuáticos permanentes (Anopheles, Culex, Uranotaenia, etc.).

4. Pantano o ciénega. Esta categoría incluye pantanos, ciénegas y marismas de todo tipo; es decir, áreas de suelo húmedo permanente o semiperma-

nentemente, más o menos cubiertas uniformemente con aguas estancadas, pero sin mucha extensión de agua libre o abierta. Una gran variedad de tipos especiales de criaderos se encuentran en los pantanos, y es por lo tanto importante, que se les revise muy bien, haciendo la colección a lo largo de una línea imaginaria desde la orilla hasta el centro. Todos los grupos de especies mencionados en la sección 1. Laguna, lago están, por lo general, representados en los pantanos frecuentemente por especies particulares de estos habitats. Tal es el caso de algunos mosquitos que se crian en áreas del pantano, en las que la vegetación es tan densa que aparentemente no hay agua, pero la cual se hace evidente cuando uno hunde la vegetación que cubre la misma. Las áreas de este tipo, con vegetación baja, se encuentran en la periferia de los pantanos y son las denominadas depresión cenagosa, en la tarjeta de colección.

La colección en los pantanos es muy dificultosa debido a la densidad de la vegetación. A menudo, es necesario cortar con machete la vegetación alta, apartar los troncos que quedan y agitar el agua, antes de poder localizar los estadios juveniles de los mosquitos. Frecuentemente, especies muy particulares se encuentran en pequeños pozos dentro del pantano mismo y en las orillas de los mogotes o haces de vegetación. Los pantanos son particularmente ricos en especies de Mansonia.

5. Bosque inundado. Los pozos de agua temporal en los bosques, raramente se investigan para buscar material de mosquitos. En las islas Salomón y Nueva Guinea, las larvas de varias especies muy comunes del género Aedes no se conocían, hasta que fueron encontradas en este tipo de criadero. Estos pozos, generalmente, son poco profundos e intermitentes, y aparentemente, algunas especies completan su desarrollo en ellos, en una serie sucesiva de inundaciones; sobreviviendo en los períodos intermedios, en el barro o cieno del fondo, en la forma de larva o de pupa. Este tipo de habitat debe investigarse lo más completamente posible, para la localización de aquellas especies de Aedes y Psorophora cuyos estadios juveniles son desconocidos.

6. Infiltración, manantial. Muchas especies de mosquitos solamente pueden criarse en habitats formados por aguas corrientes, en las cuales se encuentran las formas siguientes: Dixinae, Anopheles, Bironella, Chagasia, Uranotaenia, Culex y Culiseta. Los estadios juveniles se coleccionan con pipetas, cucharones, coladores y redes coladoras, de acuerdo con la profundidad del agua. Los manantiales dentro de las cuevas, ofrecen un interés particular y deben por lo tanto, investigarse más detenidamente de, lo que han sido en el pasado.

7. Pozo. Estas fuentes artificiales de agua fresca albergan una fauna de mosquitos muy similar, a la que se encuentra en los infiltraciones y manantiales (véase la sección anterior) y en las que, especies del género Chaoborus y Sayomyia pueden también estar presentes. Los estadios juveniles pueden coleccionarse con redes coladoras o incluso con redes acuáticas, además de cucharones y coladores. Las paredes de los pozos sirven, a menudo, como sitios de reposo para los adultos.

8. Arroyos. Comprende corrientes de agua de todo tamaño y tipo (ríos, riachuelos, quebradas, etc.) las cuales sirven como sitios de cría para especies de Dixinae, Anopheles, Bironella, Chagasia, Uranotaenia, Culex, Aedeomyia (ocasionalmente), Hodgesia, Culiseta, Ficalbia y algunas veces Mansonia. La mayoría de los estadios juveniles se les encuentra entre la vegetación o en las orillas; pero la preferencia de las especies, por lo que se refiere a la velocidad y fuerza de la corriente, es muy variable. Algunas se les encuentra en las orillas de las piedras en donde la corriente es más fuerte. Los charcos a

los lados de la corriente principal o los que van quedando a medida que el arroyo se seca, son también muy productivos en material de mosquitos. Los remansos, en donde se acumula gran cantidad de residuos flotantes, constituyen un sitio especial en el que a menudo, se concentra gran cantidad de estadios juveniles.

9. Zanja, drenaje. En esta categoría se incluye todo tipo de canal que sirva para drenar o llevar agua. Ellos ofrecen un habitat muy similar al que se encuentra en ciertos tipos de arroyo y albergan una fauna, también similar, pero más limitada. Los drenajes pequeños semejan manantiales, pero están, a menudo, contaminados con residuos orgánicos de procedencia doméstica.

10. Fuentes, alcantarillas. Son recipientes en los que se recogen aguas corrientes y que están revestidos de concreto, y generalmente, no tienen vegetación. La fauna de mosquitos aunque muy limitada es muy importante y está constituida por especies domésticas, semidomésticas y algunas silvestres, especialmente de los géneros Culex y Anopheles. Los estadios juveniles se coleccionan con pipetas, cucharones, coladores o redes.

11. Cuevas de cangrejos. Las cuevas que hacen los cangrejos terrestres (Gecarcinidae) y otras formas relacionadas (Ocypodidae), sirven como lugares de cría o de reposo para un gran número de especies de los géneros Deinocerites, Culex y Aedes y unas pocas de Uranotaenia. El género Deinocerites y algunos subgéneros de Aedes del viejo mundo (especialmente Cancraedes, Geoskusea y Levua) viven exclusivamente en cuevas de cangrejo. Representantes de otros géneros y subgéneros pueden a veces, encontrarse en cuevas de cangrejo. Algunas de las especies de mosquitos que viven en cuevas de cangrejo se les encuentra también en los huecos en los árboles, envases artificiales, y, no son raras, en charcos temporales, en aquellas áreas en donde existen las cuevas de cangrejos. No parece haber especificidad o asociación entre una determinada especie de mosquito y una de cangrejo; sin embargo, cuevas de diferentes tamaños y en ambientes diferentes, albergan especies distintas de mosquitos; pero, a menudo, no es raro que dos o más especies de mosquitos habiten en una misma cueva. Es claro, por lo expuesto, que las colecciones de cuevas diferentes deben mantenerse separadas y darle a cada una, un número de colección. Cuevas de cangrejo con mosquitos se han encontrado dentro y a lo largo de las riberas de manglares, de arroyos, ríos, lagos y lagunas cerca del mar y en tierra adentro (Lago de Valencia, Venezuela), como también, en las pendientes de colinas. El agua dentro de las cuevas, es por lo regular, dulce o ligeramente salobre y no está sujeta a las fluctuaciones de las mareas. La lluvia afecta notablemente la conveniencia de una cueva de cangrejo para la cría de mosquitos, lo que contribuye, en parte, a las diferencias estacionales en la distribución de los mosquitos que las habitan. Por consiguiente, deben hacerse colecciones durante todas las épocas del año y en todos los tipos de cuevas.

Algunas cuevas de cangrejo son poco profundas y los estadios juveniles se pueden ver fácilmente en la superficie del agua. Sin embargo, en la mayoría de ellas el nivel del agua es variable, pudiendo estar, o bien, a unas pocas pulgadas o a unos 2 o más metros por debajo de la superficie del suelo; es decir, al nivel de la mesa de agua o, aproximadamente al nivel del agua del pantano, río o lago más cercano. Solo en aquellas cuevas, en las cuales hay adultos, se encontrarán estadios juveniles. La presencia de adultos puede determinarse, soplando humo de tabaco o hurgando con un palo o aspirador, o también, pisoteando fuertemente alrededor de la entrada de la cueva, si la resistencia del suelo así lo permite. Los adultos regresan a la cueva a los pocos

segundos después de haber sido disturbados y, entonces, se les puede capturar con un aspirador. Si los mosquitos son muy abundantes, lo más recomendable es poner una red sobre la boca de la cueva y proceder a disturbarlos, como se explicó anteriormente. A las colecciones de adultos se les asigna, a cada una, un número de colección, el cual es diferente del que se le asigna a la colección de estadios juveniles hecha en la misma cueva, pero debe procederse a anotar en la tarjeta de colección, cual colección de adultos corresponde a una de juveniles y viceversa.

La manera más fácil para capturar los estadios juveniles es con una bomba o sifón ("mosquito pump"). El extremo del tubo de goma o caucho, de diámetro apropiado, fijo a la cámara de la bomba, se introduce, cuidadosamente, en la cueva, hasta que llegue al fondo y, luego, se le levanta un poco para que al absorber no se tape con el material del fondo de la cueva. La bomba o pera de caucho, fija al otro extremo de la bomba, se comprime, entonces, repetídamente hasta que la cámara se llena o hasta que salga toda el agua de la cueva. La cámara de la bomba no debe llenarse más allá de su capacidad, pues ello, puede traer como consecuencia que la bomba o pera se tape. Una vez que la cámara está llena, se saca el tubo de la cueva y se le desconecta de la bomba, así como también la pera. Con el contenido de la cámara se van llenando, hasta los 3/4 de su capacidad, las tazas plásticas que se crean necesarias. El resto del agua se pasa por una red coladora para capturar los estadios juveniles que queden y para concentrar el alimento y los residuos. La red se invierte y se enjuaga varias veces en el agua de las tazas plásticas para recoger todo el material que contenga. Las cuevas de cangrejo se vuelven a llenar rápidamente con el agua del suelo y deben bombearse repetídamente, hasta que se coleccionen todos los estadios juveniles en ella.

El tamaño de la cueva debe registrarse en la tarjeta de colección. Para el presente proyecto, se considera una cueva grande, aquella que tenga 5 centímetros (2 pulgadas) o más de diámetro, en la entrada. En lo posible, debe determinarse la especie de cangrejo que la habita, así como registrar cualquier información con respecto a las condiciones de la cueva.

Otras cuevas o cavidades hechas por animales y que se llenen parcialmente de agua, pueden servir como criaderos de mosquitos, tal como se ha encontrado en Australia, para varias especies de Aedes (Marks 1957). Consecuentemente, sitios como estos, que son potencialmente apropiados para criaderos de mosquitos, deben investigarse y revisarse, con la ayuda de una bomba, como se ha descrito anteriormente.

12. Huecos en las rocas. Los huecos en rocas de varios tipos y en gran diversidad de lugares, constituyen sitios específicos para criaderos de mosquitos de los géneros Anopheles, Culex, Uranotaenia y especialmente Aedes. Estos sitios también pueden ser utilizados por otras especies de los mismos géneros, que generalmente se crian en aguas en el suelo, como también por ciertas especies de Dixinae, Bironella, Culiseta y Haemagogus. Los tipos más comunes de estos criaderos están en muy diversas rocas (sedimentarias, ígneas o metamórficas) a lo largo de ríos o dentro de los mismos. Tipos similares se encuentran en las rocas a la orilla del mar, pero estos albergan una fauna distinta a la de los descritos en primer término. Los huecos en las rocas volcánicas o coralinas que se encuentran a menudo, lejos de corrientes de agua o de la costa, pueden también servir como criaderos para mosquitos. En todos estos tipos de criaderos, los estadios juveniles se capturan fácilmente con una pipeta, cucharón, colador o una red coladora, de acuerdo con el tamaño de la oquedad en la roca. Si el hueco es muy estrecho y profundo se puede usar una bomba.

Como el alimento presente en estos habitats es, frecuentemente, muy limitado, su contenido debe agitarse bien después de coleccionar los estadios juveniles, colarlo y añadirlo a los recipientes con el material vivo, como se describió anteriormente. Objetos tales como, hojas, palitos, etc., deben revisarse detenidamente antes de desecharlos.

13. Recipientes artificiales. Se incluye en esta categoría cualquier objeto hecho por el hombre y en el que se pueda acumular agua; por ejemplo: tanques de agua, piscinas abandonadas, botes, llantas, latas de conservas o bebidas, canecas, tazas, floreros, etc. Estos objetos pueden servir como criaderos para especies que normalmente se crian en huecos en los árboles, bambús, material vegetal en el suelo e incluso, para aquellas que se crian en las axilas de hojas y brácteas florales. Algunas de las especies que se crian en los pozos en el suelo, pueden también hacerlo en recipientes grandes. Cuando las condiciones son propicias, la población que se desarrolla en estos sitios puede llegar a ser bastante grande. El material proveniente de cada recipiente se considera una colección diferente, y por lo tanto, debe asignársele un número de colección distinto a cada una. Es importante registrar el tamaño del recipiente (se considera grande a aquél con capacidad para 10 o más litros--2 y 1/2 galones--de agua) así como las condiciones existentes, tanto dentro, como fuera, del recipiente. Esta información puede servir para localizar el criadero natural de algunas especies que hasta la fecha solo han sido coleccionadas en recipientes artificiales.

En el caso de recipientes pequeños, la colección se hace vertiendo su contenido, previamente agitado, en un envase plástico. Cuando el contenido de agua es suficiente, los estadios juveniles pueden concentrarse colando el contenido del recipiente y recogiéndolo en una bandeja. Cuando los recipientes son muy grandes, se usa una red coladora, coladores o cucharones, pero teniendo también la precaución, de recoger algo del alimento y de los desechos presentes, junto con el agua.

14. Huecos en los árboles. Esta categoría comprende todo tipo de cavidad, oquedad, grieta, etc., presente en árboles vivos, tanto en las raíces, como en las ramas, tronco, raíces aéreas y apoyos. Las cavidades profundas, con una abertura horizontal muy estrecha, son el tipo más específico. La utilización de este tipo de criadero es característica de un gran número de especies, entre las cuales están representantes de los géneros: Anopheles, Uranotaenia, Culex, Culiseta, Ficalbia, Orthopodomyia, Eretmapodites, Armigeres, Heizmannia, Aedes (varios subgéneros), Haemagogus, Malaya, Maorigoeldia, Tripteroides, Trichoprosopon, Wyeomyia, Sabethes, Toxorhynchites y Corethrella. Otras especies pueden ocasionalmente utilizar huecos grandes como criadero. Las oquedades o huecos en los árboles contienen agua temporalmente; sin embargo, en algunos casos, parece que pueden mantenerla durante todo el año, incluso en áreas con muy poca precipitación pluvial. En los lugares donde las epifitas son abundantes, los huecos en los árboles parecen no abundar. Ello es debido, probablemente, a que las epifitas se implantan en ellos tan pronto como aparecen. Es también posible, que solamente estén cubiertos o escondidos por las epifitas, en las bifurcaciones de las ramas o en la base de las mismas. La información referente a la especificidad en la asociación entre especies de mosquitos y de árboles es muy escasa; pero es probable, que exista un alto grado de especificidad, por lo menos para algunas formas, como sucede por ejemplo, con el caso del bambú, que por esta razón se describe separadamente más adelante.

El número de especies de plantas que tienen huecos apropiados para cria-

deros, es relativamente bajo, por lo que es necesario dedicar mucho tiempo buscándoles. Todas las partes del árbol deben examinarse detenidamente. Algunas de estas oquedades, tienen aberturas muy angostas que se forman donde se origina una rama secundaria de una principal, o ésta del tronco. En las raíces, los huecos se localizan frecuentemente, gracias a la mancha que deja el agua al derramarse de los mismos. La presencia de adultos de especies conocidas que se crian en estos sitios, es indicativo de la existencia de estos criaderos en la vecindad.

El agua contenida en estos criaderos, es a menudo tan oscura, que es difícil determinar la presencia de estadios juveniles por inspección directa del criadero, o, incluso, buscando cuidadosamente en el agua, después que la misma ha sido recogida con una pipeta y vertida en un recipiente. Con el fin de obtener todo el material de mosquitos, incluyendo los huevos, presentes en los huecos en los árboles, se sugiere utilizar la técnica siguiente: Si la boca del hueco es muy angosta o pequeña, esta se ensancha con una navaja hasta obtener el ancho de la cavidad interior. Las paredes de la oquedad deben rasparse por encima del nivel del agua y luego lavarlas; utilizando para ello una pipeta y agua del mismo criadero.

Si el hueco es muy pequeño, [se le considera pequeño aquel que tiene capacidad para menos de un litro (quart) de agua] se debe usar una pipeta ordinaria para trasegar todo el agua a un recipiente adecuado; luego, se le vuelve a llenar con agua limpia, se agita y nuevamente se recoje todo el contenido y se le agrega al obtenido originalmente. El líquido así obtenido se usa para llenar una o más tazas plásticas hasta 3/4 de la capacidad de las mismas. El remanente se pasa a través de una bolsa coladora ("dip net bag"), para con ello obtener la concentración del material sólido y utilizar luego el líquido sobrante para llenar nuevamente el hueco del criadero. Para determinar la presencia de estadios juveniles o para separarlos, el concentrado se vierte en una bandeja con agua limpia, en la que también se lava el colador o bolsa coladora. Las ramitas, palitos, hojas, etc., se sacan, se revisan y se lavan en la bandeja y se desechan. Después de haber hecho una inspección completa y detenida del material, el agua y todo el contenido de la bandeja, se cuela nuevamente y el concentrado se lava en una o más de las tazas plásticas que contienen parte del agua original del criadero.

Si el hueco es grande (capacidad de más de un litro), se usa una bomba para vaciar toda el agua, siguiendo la técnica descrita en la sección 11. <u>Cuevas de cangrejos</u>. El resto del procedimiento descrito anteriormente, debe seguirse para obtener la concentración del material de la colección, excepto, que el exceso de agua del primer bombeo, puede ser usado para lavar el hueco e igualmente para el segundo bombeo. Una vez terminada la colección, el exceso de agua se vierte en el hueco, que se termina de llenar con agua limpia.

A cada colección de cada hueco se le debe asignar un número de colección diferente y hacer las anotaciones pertinentes para cada uno en la tarjeta de colección respectiva. Puede darse el caso, que en un mismo criadero de este tipo, se coleccione en fechas distintas, sobre todo si se encuentran formas poco comunes de mosquitos. El nombre común o científico del árbol debe especificarse en la tarjeta.

En una sección anterior, COLECCION DE HUEVOS Y MATERIAL SECO, se indicó, que los residuos en los huecos en los árboles se deben coleccionar, si existen indicios de que el mismo pudo haber contenido agua.

15. <u>Arboles caídos</u>. Las acumulaciones de agua en las depresiones de los árboles caídos, son utilizadas como criaderos por una variedad de especies de

mosquitos. Aparentemente, poca especificidad existe para este tipo de habitat; sin embargo, es necesario obtener una información más precisa sobre el particular. Especies que se crian en recipientes artificiales y en charcos en el suelo, han sido encontrados en estos criaderos. Las técnicas que deben seguirse para las colecciones en estos criaderos son las mismas que se usan para las colecciones en huecos en los árboles y en los grandes recipientes artificiales.

16. Bambú. La fauna de mosquitos en los bambús, es a nivel genérico, esencialmente similar a la existente en los huecos en los árboles; pero es evidente, que hay gran especificidad por bambús para muchas especies, grupos y subgéneros. Junto con el bambú, incluímos otras gramíneas arborecentes llamadas cañas (Phragmites). En general, en una área cualquiera, los mosquitos que se crian especificamente en bambús, solo se encuentran en bambús que son autóctonos del área. Dos tipos notoriamente diferentes de habitats se encuentran en el bambú: (1) El que se forma en los tallos, caídos o vivos, con rajaduras o quebraduras que permiten que el agua entre y se almacene en los entrenudos. Las especies que se encuentran en este tipo de habitat, pueden ser las mismas que se crian en cualquier otro tipo de recipiente o especies que forman una fauna poco especializada para bambús. (2) El que se forma en los entrenudos, que presentan pequeñas perforaciones hechas principalmente, por insectos y por lo cuales penetra el agua a los entrenudos (Macdonald 1960: 136-146). Este tipo de habitat alberga una fauna especializada y única. Especies de los siguientes géneros utilizan bambús como criaderos: Anopheles, Uranotaenia, Culex, Orthopodomyia, Eretmapodites, Armigeres, Heizmannia, Aedes (varios subgéneros), Haemagogus, Topomyia, Tripteroides, Trichoprosopon, Wyeomyia, Limatus, Sabethes, Toxorhynchites, y Corethrella.

Para coleccionar en el primer tipo de habitat, se puede seguir el mismo procedimiento descrito en la sección 14. Huecos en los árboles. En el segundo tipo, el agujero se debe ensanchar de tal manera, que se pueda introducir el tubo de goma de la bomba o aspirador. Otra alternativa, es cortar el tallo por encima del agujero y así descubrir el criadero completamente; sin embargo, tal procedimiento deja el criadero inservible y es preferible, por lo tanto, evitarlo. Criaderos de este tipo deben buscarse en tallos y vástagos de diferentes edades y tamaños, con orificios de entrada de diferente diámetro, ya que parece haber una gran especificidad en la utilización de estos sitios por diferentes especies de mosquitos. A la colección de cada entrenudo, debe asignársele un número de colección, y anotar, para cada uno, toda la información pertinente.

Como la localización de estos criaderos es bastante difícil, es recomendable taladrar tallos de diferentes edades y tamaño con un berbiquí o brocas de diferente diámetro y obtener así, criaderos artificiales. Cada una de estos criaderos debe marcarse con lápiz graso y examinarlos periódicamente.

17. Recipientes de origen animal en el suelo. En la zona tropical del Viejo Mundo, se han encontrado unas cuantas especies de mosquitos, que utilizan como criadero el agua acumulada en las conchas de moluscos terrestres, pero aparentemente, este habitat potencial no ha sido suficientemente estudiado en el Nuevo Mundo. Otros restos de animales que contengan acumulaciones de agua también deben examinarse. Siempre que sea posible la identificación del animal, el nombre del mismo debe ser incluido en la tarjeta de colección.

18. Hojas, frondas y espatas. Hojas de gran tamaño, frondas y espatas (particularmente palmas), que se encuentran en el suelo y contienen agua, sir-

ven de criaderos a un gran número de especies de los géneros Culex, Uranotaenia, Zeugnomyia, Armigeres, Aedes (varios subgéneros), Eretmapodites, Tripteroides, Trichoprosopon y Limatus. Las colecciones de los estadios juveniles que se encuentran en estos criaderos, son fácilmente realizables mediante el uso de una pipeta, o bien vertiendo todo el contenido en una taza plástica, después que este haya sido previamente agitado para desprender los huevos que se puedan encontrar pegados a las paredes por encima del nivel del agua. En el caso de frondas espatas más grandes, el contenido debe primero concentrarse, filtrándolo con un colador, en la misma forma como se explicó para el caso de criaderos en los huecos en los árboles (véase la sección respectiva). El contenido de cada criadero de este tipo se trata como una colección separada, tomando nota exacta de la naturaleza del recipiente e indicando la especie de planta, si es posible.

19. Frutos, nueces y cáscaras en el suelo. Muchas clases de frutos y nueces con cortezas fibrosas, duras o leñosas, a menudo recogen agua y sirven como criaderos para especies de los géneros Uranotaenia, Culex, Armigeres, Aedes (varios subgéneros), Haemagogus, Tripteroides, Trichoprosopon, Wyeomyia y Limatus. Los criaderos más comunes de este tipo se forman en las conchas y cortezas de cocos. El agua de estos criaderos debe agitarse y verterse íntegramente en tazas plásticas, y es aconsejable, lavarlos con agua limpia, la cual debe también conservarse. Se debe anotar en la tarjeta de colección el tipo de criadero de que se trata, así como también, la condición del agua, particularmente con respecto a la cantidad y tipo de materia orgánica que contiene.

20. Frutos no caídos. Ocasionalmente el agua se acumula en nueces y vainas abiertas que permanecen adheridas al árbol. Las bellotas de cacao roídas por ratas, son conocidas como criaderos de mosquitos en el Pacífico del Sur y es posible, que casos similares puedan encontrarse en otras partes del mundo. Como para el caso descrito en el párrafo anterior, el agua de estos criaderos debe agitarse y vaciarse en un recipiente plástico y luego enjuagarlo bien y juntar el agua del lavado con la originalmente obtenida del criadero. En la tarjeta de colección debe especificarse el tipo de fruta y la naturaleza del contenido de la misma.

21. Axilas de hojas. Muchas especies de plantas monocotiledóneas, herbáceas y leñosas, acumulan gran cantidad de agua por períodos largos en las axilas de las hojas y en la base de los pecíolos, ofreciendo un tipo de habitat muy peculiar que alberga una fauna muy numerosa, que contiene representantes de la mayoría de los géneros, incluyendo Anopheles, Uranotaenia, Culex (varios subgéneros), Ficalbia, Orthopodomyia, Eretmapodites, Armigeres, Aedes (varios subgéneros), Malaya, Topomyia, Tripteroides, Trichoprosopon, Phoniomyia, Wyeomyia, Limatus, Sabethes, Toxorhynchites y Corethrella. Casi todas las especies que utilizan estos criaderos están exclusivamente restringidos a ellos y solamente unas especies pueden usar otros tipos, particularmente en lugares como islas pequeñas. Así mismo, algunas especies introducidas, invaden, ocasionalmente, este tipo de criadero. La asociación entre la especie de mosquito y la planta hospedadora, varía considerablemente y, todavía, no ha sido totalmente determinada. En todo caso, esta asociación es más íntima con plantas hospedadoras que segregan sustancias que comunican al agua una consistencia viscosa.

Cualquier planta que mantenga agua en las axilas debe ser examinada, pues ellas constituyen un criadero potencial especialmente las plantas de los siguien-

tes grupos: Espadañas (Typha), pandanáceas (Pandanus, Freycinetia, Sararanga), juncos (Gahnia), palmas (muchos géneros; especialmente plantas jóvenes y las palmas Nipa y Sago), Aráceas (Colocasia, Alocasia, Xanthosoma, Dieffenbachia, Montrichardia y probablemente, muchas otras plantas que semejan orejas de elefantes y el taró o tiquisque), Bromelias (toda la familia Bromeliaceae incluyendo la piña comestible), Liliáceas en un sentido amplio (Dracaena, Cordyline, Collospermum, Astelia, Sansevieria, Smilax y probablemente otras), Amarilidáceas (Crinum), Musáceas (Musa, Strelitzia, Heliconia, Ravenala, Phenakospermum), jengibres (Zingiber, Curcuma), y arrurruz (Calathea, Maranta). En general, solo en plantas autóctonas se encuentran especies autóctonas de mosquitos. Las plantas introducidas, como las de cultivo u ornamentales, generalmente, no albergan mosquitos pero a veces pueden servir de criaderos a especies introducidas.

La cantidad de agua necesaria para que se puedan criar los mosquitos es a veces mínima. Se han encontrado larvas en axilas de hojas de bananos nativos, en las que solo había un líquido muy viscoso y musilaginoso. Las larvas en las axilas de las hojas, por lo regular, se adhieren a la planta; pero también, se conoce de especies que reptan de una axila a otra. Es por esto, que debe tenerse gran cuidado al hacer colecciones en estos habitats y limpiar muy bien los utensílios de trabajo, después de cada colección, especialmente las pipetas, para evitar que haya contaminación de una colección con material de otra.

Muy poco se conoce con respecto a la especificidad de los criaderos en una misma planta hospedadora, pero parece que las condiciones del agua y la luz, a menudo varian en las diferentes axilas en distintas partes de la planta y, se ha notado, que las especies presentes en las axilas inferiores pueden ser distintas a las que viven en la parte superior de la misma planta; por consiguiente, debe hacerse, en lo posible, cualquier esfuerzo para mantener separadas las colecciones de las diferentes axilas de una misma planta. Es importante anotar en la tarjeta de colección, la posición del criadero con respecto al suelo, así como también, si la planta es terrestre o epifita; en este último caso debe anotarse la altura de las axilas con respecto al suelo.

El método para coleccionar en estos criaderos debe adaptarse al tipo de planta. Las epifitas, como bromelias, deben despegarse y bajarlas cuidadosamente del árbol. Todo el material adherido a la planta se quita cuidadosamente, se lava y se desecha; el agua del lavado se recoge en un balde o bandeja. Luego, las hojas se cortan por encima del nivel del agua y se desechan y el resto de la planta se invierte sobre un balde para recoger el agua que contenga la cual se distribuye en tazas plásticas llenándolas hasta los 3/4 de su capacidad. Se procede luego, a deshojar la planta, de afuera hacia adentro y cada hoja se lava en una bandeja con agua limpia. El agua del criadero y la del lavado de las hojas se filtra en una red coladora, el concentrado se vierte en las tazas plásticas, en las cuales, también, se lava la red, para en esta forma separar los estadios juveniles de los residuos finos.

El mismo procedimiento se emplea con las bromelias terrestres. La planta se corta a ras del suelo o se le desprende cuidadosamente del mismo. Si esto no es posible, las hojas se cortan in situ y con una pipeta se saca el agua de las axilas, la cual se vierte en un recipiente adecuado y de éste se pasa a las tazas plásticas. Luego, se cortan las hojas centrales, un pedazo cada vez y se lavan en una bandeja con agua limpia. Esta operación se continúa hasta alcanzar la base de las hojas. El agua que se va acumulando en las axi-

las se va sacando con la pipeta y se vierte junto con la coleccionada originalmente. Por último, todo el líquido recogido se filtra y se procede como en el caso anterior. Para coleccionar estadios juveniles en liliáceas epifíticas o terrestres, así como en pandanáceas que semejan gramíneas, se recomienda la misma técnica. Un método menos laborioso y con el cual no se destruye la planta, pero en el cual se pierden muchas larvas, consiste en sacar directamente el agua con una pipeta con pera y verterla en las tazas plásticas; las axilas se lavan repetidamente con agua limpia, la cual también se recoge.

En el caso de las heliconias, bananeros jóvenes y otras musáceas similares, los pedúnculos de las flores, si existen, deben cortarse primero y buscar mosquitos en ellas, en la forma como se indica en la sección siguiente. Una vez cortado el pedúnculo se cortan las hojas por encima del nivel del agua, en cada axila, comenzando por la hoja más alta. Los hojas se desechan. Si se observa agua en las axilas se saca con una pipeta con pera de goma y se vierte en una o más tazas plásticas hasta el nivel usual. Terminada esta operación, se procede a cortar la planta, por debajo de las axilas más inferiores y una vez que todo el suelo alrededor ha sido separado, se le coloca, sin voltearla, en un balde vacío. Se procede entonces, a separar cada hoja, comenzando por la base y cada una se lava en una bandeja con agua limpia, al mismo tiempo que se le examina cuidadosamente en busca de estadios juveniles, que pueden haberse quidado adheridos a sus paredes. Con el agua de las axilas que se acumula en el balde se llenan las tazas plásticas que sean necesarias, y el resto, una vez que se le quiten los residuos y desperdicios grandes (los que también deben lavarse y examinarse), se filtra con una red coladora junto con el agua que se uso para lavar las axilas. El concentrado se vierte en las tazas plásticas de la manera anteriormente descrita.

En las aráceas y palmas es posible coleccionar estadios juveniles sin necesidad de destruir la planta, para esto el agua presente en las axilas de las hojas se extrae con una pipeta y se vierte en un recipiente apropiado. Las axilas deben lavarse varias veces con agua limpia la cual se debe recoger y colar. Sin embargo, en algunos casos puede que sea necesario usar el método descrito para las bromelias terrestres.

En las pandanáceas leñosas, las hojas se cortan, con cuidado, por encima del nivel del agua en la axila y se procede en la misma forma que para las aráceas y palmas. Los estadios juveniles en lianas de pandanáceas (Freycinetia) se coleccionan directamente de las axilas foliares con una pipeta; pero debe lavarse la axila repetídamente con agua limpia, para recobrar todos los especímenes posibles.

Siempre que sea factible, deben tomarse fotografías de las plantas y anotar el tamaño y color de las flores, lo cual servira para los efectos de la identificación. Así mismo, es conveniente tomar una muestra de las hojas e inflorescencias (frescas o marchitas) para preservarlas como ejemplares de herbario. El nombre de la planta, si se conoce, se anota en la tarjeta de colección.

22. Brácteas y espatas de flores. Las flores o inflorescencias con brácteas o espatas grandes, en las que el agua se acumula, sirven de criaderos para un número considerable de especies de mosquitos de varios géneros. La mayoría de las plantas con estos tipos de criadero pertenecen a la familia del bananero (Strelitzia, Heliconia y Phenakospermum especialmente), jengibres (Zingiber, Curcuma) y arrurruz (Calathea, Maranta); pero también se conocen varias pertenecientes a otra familia (Sapria en la familia Rafflesia). Los estadios juveniles se coleccionan cortando la inflorescencia por el pedúnculo y

recogiendo el agua con una pipeta, la cual se traslada a las tazas plásticas hasta el nivel usual. La inflorescencia se coloca luego en una bandeja con agua limpia y cada parte de la misma se lava cuidadosamente y se descarta. El agua de la bandeja se filtra después que todo el material sólido de gran tamaño haya sido removido de la misma. El concentrado así obtenido es posteriormente vertido a las tazas plásticas en la forma ya conocida. Como en las otras colecciones, al material proveniente de cada inflorescencia se le asigna un número diferente, y el nombre de la planta debe ser anotado en la tarjeta. De ser posible, debe tomarse una fotografía de la misma. Con el propósito de obtener la específica identificación de la planta, muestras de inflorescencias (vivas o muertas), como también de hojas, deben ser coleccionadas y preservadas como ejemplares de herbario. También se deben coleccionar varias flores inmaduras, preservándolas en frasquitos plásticos que contengan alcohol o formalina.

23. Plantas con ascidias. El tipo de criadero más especializado y particular, se encuentra en las ascidias de las plantas carnívoras del género Sarracenia (del Nuevo Mundo) y Nepenthes (del Viejo Mundo). En este último género, se encuentran especies de mosquitos representativos de casi todos los géneros del Viejo Mundo que utilizan recipientes naturales como habitats y casi todas ellas, salvo dudosas excepciones, están restringidas al género Nepenthes. En el Nuevo Mundo se conocen solo de 2 especies de mosquitos del género Wyeomyia que viven en Sarracenia (Oriente de Norte América); pero especies de plantas del género Heliamphora de las tierras altas de la Guayana (Británica y Venezolana) pueden servir como criaderos para Sabetineos. Plantas con ascidias, del género Darlingtonia (California y Oregon) y Cephalotus (Suroeste de Australia) aparentemente no son utilizadas como criaderos; sin embargo, ello no ha sido suficientemente investigado.

Los estadios juveniles en estos criaderos no se pueden ver fácilmente, pues las larvas permanecen en el fondo de las ascidias. Para coleccionarlos, las ascidias se desprenden cuidadosamente vertiendo luego su contenido en recipientes apropiados. Posteriormente las ascidias se lavan con agua limpia, la cual se junta a la obtenida originalmente. Las colecciones de diferentes ascidias, deben guardarse separadamente y darles un número de colección distinto. En la tarjeta de colección debe anotarse el tipo de planta y las condiciones del agua. Debe tenerse cuidado de no destruír las colonias de estas plantas, ya que algunas están protegidas por ley.

24. Trampas. Los estadios juveniles de algunas de las especies de mosquitos que se crian en recipientes, pueden obtenerse en criaderos hechos de bambú, los cuales se colocan en el suelo o se suspenden a varias alturas, en sitios apropiados. Especies que son imposible coleccionarlas en otra forma, pueden obtenerse con esta técnica. Diferentes tipos de trampas hechas de bambú se pueden utilizar para simular criaderos naturales, algunas pueden ser completamente abiertas, otras con pequeños orificios laterales y otras bien sea utilizando tallos jóvenes de diferentes tamaños, o empleando tallos viejos. Estos recipientes deben examinarse periódicamente y agregarles agua hasta el nivel original, para que se desprendan los huevos que se hayan quedado adheridos a las paredes. Como se sugirió anteriormente en el aparte 16, se pueden practicar perforaciones en bambús vivos a objeto de hacer criaderos artificiales.

Otros tipos de trampas (tales como artesas, baldes o barriles de madera con agua, colocados en el bosque), también deben ensayarse, en especial du-

rante la estación seca y en áreas donde abundan adultos de las especies que se desean coleccionar. En la tarjeta de colección se debe anotar el tipo de trampa que se usa. Las colecciones hechas en trampas individuales, deben mantenerse separadas y asignarles a cada una un número de colección distinto.

ALTURA DEL CRIADERO SOBRE EL SUELO. La altura sobre el suelo debe indicarse en metros para todas las colecciones realizadas en huecos en los árboles, bambús, árboles caídos, frutas no desprendidas, axilas de hojas, brácteas florales, epifitas y trampas suspendidas.

AGUA. Deben determinarse las condiciones del agua de cada criadero, anotando las mismas en la tarjeta de colección, bien sea envolviendo en un círculo las palabras apropiadas, o detallando informaciones adicionales si es del caso.

1. Permanencia. Criaderos permanentes tienen agua durante todo el año; ello puede determinarse por la presencia de verdaderas plantas acuáticas, como en el caso de criaderos en el suelo. Las cuevas de cangrejo, las plantas con ascidias y las bromelias grandes, por lo regular, contienen agua permanentemente. Los criaderos semipermanentes tienen agua durante la mayor parte del año, pero se secan a fines del verano y así permanecen por un mes o más. Muchos pantanos y las márgenes de lagos y lagunas son semipermanentes; también lo son, huecos grandes en los árboles y las axilas de las hojas de bromelias grandes. Los habitats temporales se caracterizan porque solo mantienen el agua durante un corto tiempo; muchos charcos temporales se llenan con agua de lluvia, pero se secan rápidamente y les falta la vegetación acuática o semiacuática; muchos de los criaderos que se forman en recipientes de varios tipos (pequeños huecos en los árboles, bambús, axilas de hojas) son temporales y se llenan con agua de lluvia.

2. Turbidez. Indique para cada criadero, si el agua es clara o turbia, y si nota algún color, indique cual.

3. Movimiento. Indique si el agua es estancada, o, si muestra movimiento, anote si este es: lento, moderado o fuerte.

4. Contenido de sal. Para criaderos de tierra indique si el agua es dulce, salobre o salada.

5. Contaminación orgánica. Para todos los criaderos, en particular en el caso de recipientes pequeños, debe investigarse el olor del agua y si contiene material musilaginoso o gelatinoso y materia orgánica fermentada (por ejemplo, pulpa de coco descompuesta). Todas estas observaciones se deben registrar en la tarjeta de colección.

VEGETACION EN LOS CRIADEROS. Esta sección se aplica, principalmente para los criaderos en el suelo. Registre todos los detalles en la tarjeta de colección, subrayando o encerrando en un círculo las palabras apropiadas.

1. Abundancia. Indique la abundancia relativa o ausencia total de los tipos de vegetación y residuos de la superficie.

2. Materia vegetal y residuos en la superficie. Se debe indicar la presencia de (1) residuos flotantes, tales como, palos, ramas, hojas, etc., (2) nata de bacterias y (3) algas, de cualquier clase.

3. Vegetación. Los tipos de vegetación prominente, presentes en el sitio, deben anotarse. En pastizales se incluye toda formación de gramíneas o formas parecidas; herbáceas hace referencia a la vegetación baja, no leñosa; leñosa es la formada por formas arbustivas y arbóreas. En el caso de vegetación flotante, se debe señalar si se trata de: luchuga de agua, jacintos de agua,

lirios acuáticos, etc., anote el nombre científico si se conoce. Lo mismo debe hacerse para el caso de la vegetación sumergida (sizaña de agua, algas filamentosas, etc.).

FONDO. Para cada criadero se debe indicar la presencia y naturaleza de materiales del fondo: 1. Materia inorgánica, barro, arena, grava o roca. 2. Materia orgánica, material vegetal en descomposición (hojas, palos, ramitas, sedimentos finos, etc.), así como también, el material animal (heces, orina y desperdicios domésticos).

COLECCIONES INCIDENTALES

Es posible que personas que no están trabajando directamente en investigaciones sobre mosquitos, puedan hacer colecciones valiosas de los mismos. Esto lo pueden hacer mientras se encuentren en el campo, y aún cuando no cuenten, con el equipo, el tiempo y las facilidades necesarias para hacer las colecciones en la forma como se ha indicado hasta ahora. El equipo básico necesario en estos casos lo constituye: 2 o más tubos o frascos para matar mosquitos, un aspirador, una red entomológica plegable, cajitas plásticas con papel toalla o algodón en láminas ("cellucotton"), papel toalla, goteros, pipeta de tamaño mediano y grande, dos o más frascos plásticos con su tapa, bolsas plásticas, frasquitos plásticos con etanol al 80%, algodón absorbente, pinzas entomológicas, rótulos y tarjetas de colección.

Cuando se encuentren adultos (para sitios específicos véase el capítulo sobre COLECCION DE ADULTOS), se les puede coleccionar directamente con los frascos o tubos con cloroformo o acetato de etilo e con la red o el aspirador. Los mosquitos no deben dejarse más de 30 minutos en el frasco para matarlos, y es importante, que las tiras de papel en aquél, sean reemplazadas tan pronto comiencen a humedecerse. La tarjeta de colección se llena como se indicó en el capítulo COLECCION DE ADULTOS. El contenido de los tubos y/o frascos para matar los mosquitos se vacia en una superficie lisa y limpia, en un lugar protegido contra el viento. Los adultos se acomodan en las cajitas plásticas, en capas separadas con papel toalla o algodón en láminas, usando para ello las pinzas entomológicas (para los detalles, véase el capítulo MUERTE Y PRESERVACION). El número de colección se escribe en un papelito de tamaño adecuado que se coloca dentro de la cajita o cajitas, encima del papel que separa los últimos especímenes. En una sola cajita se pueden guardar varias colecciones, pero debe asegurarse de marcarlas muy bien y que queden separadas; de tal forma, que no haya riesgo de que se mezclen. Las cajitas con el material coleccionado deben guardarse en un lugar seguro y seco y, asegurarse, que estén bien cerradas. Si se cree conveniente sellarlas, se puede usar esparadrado.

Cuando se encuentren estadios juveniles, (véase el capítulo COLECCION DE ESTADIOS JUVENILES, para sitios específicos) pueden capturarse directamente con una pipeta o sumergiendo, gradualmente, una taza plástica por el margen u orilla del criadero. Si la superficie de éste está limpia, los estadios juveniles se pueden sacar sumergiendo y sacando rápidamente la taza plástica. El material así obtenido se transfiere a un recipiente plástico con agua limpia y en el caso de que haya mucho sedimento, se hacen traspasos sucesivos, para eliminarlos. Las larvas y pupas se matan trasladándolas, una o pocas a la vez, a frasquitos plásticos con alcohol al 80% (etanol), teniendo

la precaución de eliminar tanta agua como sea posible, para no diluír el alcohol. De acuerdo al tamaño, no se deben poner más de 5 a 10 larvas por frasquito. Una pequeña mota de algodón sumergida en el alcohol, dentro del frasquito, pero sin que la misma toque a los especímenes, debe siempre ponerse. El rótulo con el número de colección se coloca por encima de la mota de algodón. Para que la muerte se produzca rápidamente, el frasquito, antes y/o después de colocar las larvas y/o pupas, se expone a la luz directa del sol. La tarjeta de colección se llena como se indica en el capítulo COLECCION DE ESTADIOS JUVENILES. Esfuerzo especial debe hacerse para coleccionar en habitats tales como: huecos en los árboles, cuevas de cangrejo, huecos en las rocas, axilas de hojas, brácteas florales, plantas con ascidias, partes de plantas en el suelo, etc.; pues, la gran mayoría de especies y las formas más interesantes se encuentran en estos criaderos.

Cuando se encuentren huecos secos en los árboles que puedan servir como criaderos, debe hacerse un raspado cuidadoso de sus paredes y del fondo y colocarlo en una bolsa plástica, dentro de la cual debe, también, ponerse un rótulo con el número de colección.

Las instrucciones para el almacenaje y envío del material se dan en el último capítulo.

SELECCION Y CRIA

FACILIDADES Y EQUIPO. Un salón o cuarto fresco, con instalación eléctrica, agua corriente y mesas o mesones hacen un laboratorio sencillo para la cría de mosquitos. El cuarto o salón debe ser a prueba de hormigas, o de lo contrario, las patas de las mesas y bancas deben colocarse dentro de tarros con aceite. El aire acondicionado, aún cuando es conveniente para los trabajadores, no es necesario, ni aún deseable, para la cría, la cual se puede hacer bajo condiciones muy variadas y en sitios tales como: bajo carpas, en remolques, dentro de un carro, etc. Es claro, que las técnicas que se describen más adelante deben modificarse para cada situación particular; pero la técnica general es la misma para todos los casos.

Es en extremo útil contar con un microscopio estereoscópico, pero en su defecto, una buena lupa (10x a 20x) es suficiente. El equipo básico y los útiles necesarios para la cría de mosquitos son: (1) pipetas y goteros, (2) aspiradores, (3) redes coladoras con su mango, (4) bandejas o cubetas plásticas o esmaltadas para la separación y selección del material, (5) tazas plásticas con tapa, (6) jaulas hechas con frasquitos plásticos, (7) frasquitos plásticos con su tapa, (8) jaulas hechas con frasquitos plásticos, (9) cajitas plásticas, (10) lápices de grafito, de cera y etiquetas, (11) papel higiénico y de toalla, (12) pinzas y pinceles de pelo de camello. Este equipo es para ser usado exclusivamente en el laboratorio, y no debe, por lo tanto, llevarse al campo.

TRATAMIENTO DE LAS COLECCIONES Y SELECCION. Inmediatamente después de legar de un viaje o salida al campo, toda colección debe examinarse detenidamente, y si es posible, separar y seleccionar en el material; si esto último no es posible, se debe hacer a más tardar al día siguiente. En cualquier caso, lo primero que se debe hacer, es sacar los adultos que hayan emergido y aislar las pupas y por lo menos algunas larvas (especialmente si se trata de especies de *Psorophora*). Es recomendable revisar y acentuar las marcas hechas con lápiz graso, en caso de que estas se encuentren borrosas.

1. Adultos muertos. Los recipientes con adultos muertos deben abrirse y añadirles una o dos gotas de agua a las tiras de papel, para evitar que los especímenes se sequen. Este material debe tratarse dentro de las 24 horas que siguen a la colección del mismo, usando la técnica que se describe en el próximo capítulo bajo el título ADULTOS COLECCIONADOS EN EL CAMPO.

2. Frasquitos para postura. Deben abrirse cuidadosamente para examinarlos. Si no tienen suficiente humedad, se les añade una gota de agua, pero si la humedad es excesiva, la hembra se traslada a otro frasquito. Esto último se hace de la manera siguiente: se afloja la tapa del frasquito en el cual está el mosquito y la misma se va sacando hacia un lado, a medida que la boca del otro frasquito se va deslizando sobre la del primero; luego permita que la hembra suba al nuevo recipiente y sin voltearlo colóquele su tapa y márquelo con el mismo número del anterior con lápiz graso, tanto en la tapa como en las paredes (el frasquito original puede usarse de nuevo, después que esté completamente seco). Todos los frasquitos para postura se ponen aparte para ser tratados posteriormente de acuerdo con las instrucciones que se dan bajo el título CRIA DE PROGENIES.

3. Formación de la pupa y emergencia del adulto. Las tazas plásticas con estadios juveniles, requieren especial atención y mucho cuidado. Si han nacido muchos adultos en algunas de ellas, se le coloca una red encima y con precaución se le quita la tapa y se deja que los mosquitos vuelen hacia la red, lo cual se logra más fácilmente si se dan golpecitos en la pared del recipiente que contiene los especímenes. Una vez que todos se hayan ido al fondo de la red, se les captura con un aspirador y luego se pasan a una jaula hecha con una taza plástica, esta debe marcarse con el número de colección con lápiz graso. Si por el contrario, solo unos pocos adultos han emergido de las pupas, se les puede sacar directamente con un aspirador, deslizándolo entre la tapa y el borde del recipiente. Como en el caso anterior, los adultos se los transfiere a jaulas. Las mudas de las pupas se someten al tratamiento que se describe en el aparte: RECIPIENTES Y JAULAS PARA LA EMERGENCIA DE LOS ADULTOS. Las jaulas con los adultos se rotulan con etiquetas de papel que se aprisionan entre la tapa y el borde del recipiente. Las jaulas se mantienen por 1 o 2 días, después de los cuales, los adultos se matan y se sometan al tratamiento que se indica en el capítulo siguiente.

Si en cualquiera de las tazas plásticas hay muchas pupas, varias de ellas se deben pasar, con una pipeta, a otra, en la cual se ha puesto unos 2 cm (1 pulgada aproximádamente) de agua limpia. El nuevo envase se cubre con una tapa con un cedazo de tela de nylon y con un lápiz graso se marca el número de colección en sus paredes.

4. Selección. La separación de los estadios juveniles y su selección para crías individuales y de conjunto, masivas y preservación, debe hacerse cuanto antes, y completarse dentro de las 24 horas, después de la captura. Se debe trabajar con una sola colección a la vez y no comenzar con otra, hasta que la anterior no se haya procesado completamente. Si uno o más envases plásticos contienen estadios juveniles de una sola colección, o si de la misma se aislaron previamente pupas y/o larvas en el campo, entonces se debe proceder a juntar todo el material de dicha colección.

Es corriente, encontrar más de una especie en una colección de estadios juveniles, incluso cuando las colecciones provienen de un mismo criadero; pero por regla general, en una colección determinada, domina una especie, mientras que las otras están representadas por pocos individuos o por larvas jóvenes,

por pupas o por huevos. Es preferible hacer pocas colecciones en las que todas las especies estén presentes con sus respectivos estadios juveniles y adultos (larva, pupa y adultos, macho y hembra, obteniéndolos en las crías individuales), que hacer muchas colecciones en las que no se puedan asociar los diferentes estadios y formas, de cada especie. Por lo tanto, en los párrafos que siguen, se ha puesto énfasis en la selección y cría, pero dando indicaciones acerca de métodos más simples y expeditos, que deben ponerse en práctica por razones diversas, en ciertas circunstancias.

Cuando los recipientes de una colección contienen pocos sedimentos y desperdicios pequeños, la separación y selección puede directamente en ellos, una vez que la sedimentación haya tenido lugar y que las larvas y pupas hayan subido a la superficie.

Primero: todas las pupas que no fueron aisladas en el campo se transfieren individualmente a frasquitos que contengan unos 2 cm (poco menos de una pulgada) de agua limpia. Cada frasquito, debe ser marcado con el número de colección respectivo. Estas pupas, junto con las que fueron aisladas en el campo se someten a un tratamiento especial, tal como se indica más adelante bajo el título cría de pupas en la sección CRIAS INDIVIDUALES. Por regla general, cada una de las pupas de una colección debe ser aislada, a menos que la colección consista principalmente de pupas, y el número de las mismas sea más de 15, en cuyo caso se sigue el procedimiento descrito en la sección CRIAS MASIVAS. Si varias especies están representadas en una colección o si se sospecha la prescencia de una poco común, es obvio, por consiguiente, la separación individual de un buen número de las mismas (véase cría de pupas más adelante).

Segundo: en las larvas en el cuarto instar se pueden separar las especies de un modo aproximado a simple vista y en esta forma cada grupo de especies se debe separar individualmente en recipientes plásticos. Cada uno de estos recipientes se marca con el número de colección y con un número de sublote distinto para cada especie; este último se separa del primero por un guión; el sublote 1, corresponde a una especie, el sublote 2, a una segunda especie y así sucesivamente, hasta el sublote 9 para la novena especie. Si en una misma colección hay más de 9 especies, entonces, se asigna otro número de colección, indicando en la nueva tarjeta de colección que ella es una continuación de la colección original y se usan los 9 sublotes del nuevo lote. Las características que se toman en cuenta para distinguir las diferentes especies son: apariencia general, color, tamaño, movimientos, posición en el agua, tamaño y forma de la cápsula cefálica y de la antena, pelos y cerdas del cuerpo y longitud y forma del sifón. Con frecuencia, el patrón de la pigmentación abdominal sirve para distinguir entre algunas especies; por ejemplo, cuarto segmento abdominal sin pigmentos, en contraste con el resto de los segmentos fuertemente pigmentados. Los estadios más jóvenes se dejan en el recipiente original, a menos que ellos se puedan asociar con el cuarto instar de una especie, en base a las características antes señaladas.

Tercero: de cada sublote, se debe aislar en frasquitos individuales la mitad del número total de larvas presentes hasta un máximo de 10. En el caso de que el número total sea impar, se debe proceder de la siguiente manera: Si solo hay una larva esta se aisla para su cría, si hay 3, se aislan dos, si hay 5, se aislan tres y así sucesivamente. Todos los frasquitos se llenan con agua de los recipientes originales hasta la altura de unos 2 cm (poco menos de una pulgada), y se marcan con un lápiz graso con el número de colección y del sublote. El tratamiento posterior a que son sometidos los mismos se describe

más adelante en sección CRIAS INDIVIDUALES. Las larvas remanentes de cada sublote se separan, hasta un máximo de 20, para matarlas y preservarlas (véase el capítulo próximo), las aún restaren se transfieren a una taza plástica limpia con unos 2 cm (poco menos de una pulgada) de agua de la colección original. Dicha taza se marca con el número de colección y del sublote y las larvas se procesan como se indica más adelante en CRIAS MASIVAS. Si se encuentra alguna especie poco común y quedan más de 50 larvas en el sublote, la mitad de ellas se les usa para crías masivas y las otras se matan y preservan. En el caso de que no sea práctico hacer un gran número de crías masivas, porque no hay personal suficiente o por cualquiera otra razón, todas las larvas que sobran después de aislar las que se van a criar, se matan y se preservan. UNA VEZ COLECCIONADO EL MATERIAL NO DEBE DESECHARSE.

El material no seleccionado que queda en los envases de la colección original y que contienen los estadios larvarios más jóvenes, se somete al tratamiento que se indica en la sección CRIAS MASIVAS.

Con mucha frecuencia, es imposible hacer la selección de las larvas y las pupas directamente de las tazas plásticas traídas del campo, pues el color oscuro del agua o la presencia de residuos y sedimentos en ella no lo permiten. En tales casos, el contenido de la taza se agita con una pipeta y se vierte en una red coladora ("dip net bag"), el agua obtenida puede ser transferida al recipiente original o a uno limpio previamente marcado con el número de colección. Si el recipiente original se descarta, este debe lavarse bien con el propósito de recuperar los huevos que se puedan haber quedado adheridos a las paredes del mismo. Luego, el agua con este fin utilizada debe pasarse igualmente a través de la red coladora. Todo el concentrado así obtenido se sumerge en agua limpia en bandejas que se utilizan para la selección y una vez en ellas se procede a lavar el material cuidadosamente. En caso de necesidad se puede usar una pipeta o una botella lavadora ("squeeze bottle"), para separar el material. Es posible que sea indispensable subdividir el material para su selección en otras bandejas adicionales, en tales caso la transferencia se hace pasando poco material cada vez. El procedimiento que se describió anteriormente, para la separación de las pupas, de los sublotes y para las crías individuales, debe seguirse en estos casos, teniéndose en cuenta de que solo el agua original de la colección debe usarse para criar las larvas. Una vez completada la selección, el agua en las bandejas de separación que contienen los desperdicios y las larvas más jovenes, se pasa a través de la red; el concentrado se pone en las tazas plásticas que contienen el agua original de la colección y el agua que se utilizó para el lavado es entonces descartada. Las bandejas se lavan con agua limpia, la cual también se filtra y el concentrado que se obtenga es igualmente añadido a las diferentes tazas plásticas que contienen el agua original de la colección.

Las bandejas y las pipetas deben lavarse repetidamente para segurarse de que no les quede ningún material, antes de proceder a procesar otra colección.

A veces, es imposible efectuar todos los pasos indicados en el procedimiento antes descrito para la selección del material y para separar todos los lotes y/o sublotes para crías masivas, además de realizar las de crías de individuos (véase CRIAS MASIVAS); incluso puede que tampoco sea posible el separar las larvas por especies. Sin embargo, el aislamiento de las larvas para crías individuales debe hacerse siempre, y, solo en los casos extremos una vez aislados los especímenes que se van a criar, el remanente puede matarse y preservarse, siguiendo el procedimiento que se indica en el próximo capítulo:

MUERTE Y PRESERVACION.

LAVADO DE LOS RECIPIENTES DE COLECCION. Todos los recipientes y envases que se usen para coleccionar, seleccionar, separar y para crianza, deben lavarse muy bien antes de usarlos nuevamente. Las marcas de lápiz graso en los recipientes vacíos y secos deben limpiarse muy bien, con un pedazo de algodón absorbente. Los recipientes que estén relativamente limpios y sin depósitos de sales en sus paredes interiores, pueden simplemente, enjuagarse varias veces con agua limpia, de lo contrario, se les debe lavar con agua y jabón, nunca con detergentes o polvos limpiadores. Los depósitos de sales y manchas se pueden quitar con un cepillo de nylon. Las peras de goma, también, se deben lavar muy bien, una vez que se les quite de las pipetas y bombas. El algodón en las jaulas para cría debe reemplazarse tan pronto como muestre signos de credimientos de hongos o se ensucie (véase en el GLOSARIO). Los aspiradores se limpian periódicamente y los filtros, en el tapón de los mismos, deben reemplazarse.

ORGANIZACION DEL LABORATORIO. Con el objeto de ahorrar tiempo y eliminar cualquier confusión, todo el material de colección debe organizarse sistemáticamente en el laboratorio, incluso, cuando solo hay unas pocas colecciones. Más adelante se sugieren dos métodos a seguir, la escogencia de algunos de ellos depende, de la cantidad de material, el número de crías individuales y el personal disponible.

Si las colecciones son relativamente pocas (menos de 10) y el número de crías individuales, en un momento dado, es menor de 100, todos los envases de cada colección se pueden colocar juntos, es decir: la cría masiva del lote, las crías masivas de sublotes, las crías individuales de pupas y de larvas, las jaulas para el mantenimiento de adultos, los registros de colección junto con las etiquetas y los frasquitos con las mudas de pupas y larvas. Es muy conveniente usar cajas bajas y traillas especiales en las que se colocan los diferentes envases y recipientes plásticos; pero ello no es absolutamente necesario. Las mudas de larva y pupa de una misma cría individual pueden guardarse en un frasquito. La muda de la larva se pasa de la jaula de cría, junto con su etiqueta al frasquito y, posteriormente, la muda de la pupa; solo entonces, se introduce el tapón de algodón al recipiente, controlando, que el rótulo que identifica a la pupa y el que identifica a la larva se correspondan y ambos se ponen también, dentro del frasquito con las mudas, antes de taparlo definitivamente. Esto último es muy importante, pues sirve para comprobar la asociación de la muda de la larva y de la pupa como de un mismo individuo.

Cuando hay más de 10 colecciones, con más de 100 crías individuales a un mismo tiempo, es más eficiente agrupar los recipientes en la siguiente forma: (1) todas las crías masivas juntas, pero con los sublotes de una colección separados en sus grupos junto con el lote de la misma; (2) todos los frasquitos con larvas individuales; (3) todos los frasquitos con pupas individuales; (4) todas las jaulas (de frasquitos o tazas) con adultos que han estado aislados por menos de 24 horas; (5) igual que en (4) pero, por más de 24 horas. Las tarjetas de colección junto con las tiras de etiquetas con números individuales, correspondientes, deben archivarse en un mismo lugar, en el cual se harán todos los registros. Con este arreglo, cada uno de los grupos señalados se atiende separadamente, hasta que todo el trabajo pertinente al mismo se complete y se hagan las anotaciones, como se indica más adelante en las secciones CRIAS MASIVAS y CRIAS INDIVIDUALES. Se ahorra tiempo, si las mudas de larvas y pupas, cada una con su propio número de identificación, se colocan en

frasquitos separados. En este caso, la asociación de los estadios y las formas se hace posteriormente, al momento de montar el material.

Es muy importante preparar de antemano para cada colección, tiras de etiquetas con números repetidos, para rotular las crías individuales, como se especificó en la sección ROTULACION, en el capítulo REGISTROS DE COLECCION. Véase también, en ese capítulo, la parte correspondiente a la rotulación del material de sublotes.

CRIAS MASIVAS. Se distinguen tres tipos de crías masivas o de conjunto. (1) Cría masiva de un lote, se hace con todo el material que queda después que se han separado las larvas del cuarto estadio, es decir, las larvas más jóvenes y los huevos. También puede hacerse con toda la colección original no separada en especies. (2) Crías masivas de sublotes que se hacen a partir de las larvas seleccionadas de la colección original. Cada sublote, presumiblemente, está formado por individuos de una misma especie. (3) Crías masivas de progenies se hacen a partir de la postura de una hembra. Una vez efectuada la selección, la cría de un lote y las de sus sublotes se agrupan en un área escogida para crías masivas. Los recipientes no se cierran, sino que se cubren con las tapas invertidas. El nivel a que alcanza el agua en el recipiente, se marca con un lápiz graso; si hay mucha evaporación, se añade agua destilada, o en su defecto agua del grifo, hasta el nivel original.

Cada recipiente debe examinarse dos veces al día. El lote y sus sublotes se examinan al mismo tiempo. Si en la cría masiva de un lote aparece una especie distinta a las separadas durante la selección, se le aisla, se le asigna un número de sublote el cual, así como también el número de lote se marca en el recipiente. El número de sublote que se asigna debe ser el que sigue al último, de esa colección. Cuando las larvas de este nuevo sublote(s) alcancen el cuarto estadio, algunas de ellas se aislan para crías individuales, otras para matarlas y preservarlas y el resto para crías masivas (véase TRATAMIENTO DE LAS COLECCIONES Y SELECCION). Las crías masivas de un lote deben mantenerse, por lo menos, durante 10 días, para permitir la eclosión y el desarrollo de las larvas.

Las tarjetas de colección se revisan en lo pertinente a cada lote y sublotes, para determinar si es necesario aislar más pupas o larvas. Si no se ha llenado la cuota de 15 crías individuales de pupas, previstas en la tarjeta de colección, o si en casos especiales, se desean hacer más crías, se separan las pupas necesarias y se colocan, cada una, en un frasquito plástico marcado con el número del lote. Estos recipientes se apartan para procesarlos como se describe más adelante, en el aparte cría de pupas de la sección CRIAS INDIVIDUALES. Si no se ha llenado la cuota de 10 (en ciertos casos son más) crías individuales de larvas, se separan las larvas necesarias del cuarto instar y cada una se coloca en un frasquito plástico marcado con el número del lote y sublote que le corresponda. Estos frasquitos se apartan para procesarlos como se indica en la parte cría de larvas en la sección CRIAS INDIVIDUALES.

Todas las pupas de cada lote y sublote que queden, después de haber separado y aislado las de las crías individuales, se colocan en grupos de 5 a 10 (de acuerdo con el tamaño) en frasquitos plásticos con agua limpia. En el caso de que muchas de las larvas se transformen en pupa al mismo tiempo, se les puede poner, hasta 200, en jaulas de tazas plásticas para la emergencia de los adultos. Tanto los frasquitos como las jaulas se marcan con el número del lote y sublote, con un lápiz graso y se les coloca junto con el resto de las pupas, de la misma colección, para procesarlos, como se indica más adelante, en la

sección RECIPIENTES PARA LA EMERGENCIA DE ADULTOS.

Junto a cada cría masiva de un lote y de sus sublotes se coloca un frasquito plástico lleno de alcohol al 80 %, hasta los 3/4 de su capacidad, marcado con el número del lote y sublote respectivo, en las paredes y en la tapa; además, adentro, se les coloca una etiqueta de papel, con el número del lote y del sublote. A estos recipientes se transfieren todas las mudas de larvas y larvas y pupas muertas de las crías masivas correspondientes. Antes de hacer la transferencia, los especímenes se lavan con agua limpia en una bandeja plástica, descartando los que no estén en buen estado. Terminadas las crías masivas, el material preservado en alcohol se procesa en la forma que se indica en el próximo capítulo (CRIAS INCOMPLETAS).

Si el agua original de la colección contiene bastantes sedimentos, no es necesario, generalmente, añadir alimento a las crías masivas; sin embargo, si el desarrollo de los organismos es muy lento se les puede agregar una pequeña cantidad de bizcocho para perro, pulverizado, o, de tiempo en tiempo, comida de laboratorio ("laboratory chow"). Para las larvas de anofelinos el alimento debe espolvorearse, ligeramente, sobre la superficie; para todas las otras, excepto las carnívoras, se le mezcla con agua hasta hacer una mezla liviana, una gota del cual se coloca con una pipeta en el fondo del recipiente de cría.

La cría masiva de larvas carnívoras presenta un problema especial. Tan pronto como se les descubra, se les debe separar individualmente en frasquitos plásticos y alimentarlas con larvas pequeñas de otra (u otras) especies (véase más adelante CRIAS ESPECIALES).

CRIAS INDIVIDUALES. Se hacen a partir de las larvas (cría de larvas) o de las pupas (cría de pupas) que fueron aisladas en el campo o en el laboratorio. Los frasquitos plásticos que las contienen, y que están identificados con el número del lote y sublote reciben ahora, un número individual de cría que identificará los estadios de cada individuo, durante la cría y el tratamiento posterior (véase ROTULACION, en el capítulo REGISTROS DE COLECCION).

Cría de pupas. Todos los recipientes con pupas, marcados con el mismo número de colección se agrupan y se ponen junto con su tarjeta de colección. Se toma, entonces, una tira completa de rótulos de la serie -100, y se escribe el número de colección enfrente del guión, en cada número. Comenzando por la parte superior de la tira, se cortan etiquetas que contengan números repetidos (en el caso de la serie -100, se repiten de dos en dos) y se la coloca al recipiente que corresponda, aprisionándola entre la boca del frasco y la tapa. Esta operación se repite hasta que se rotulen todos los recipientes. En la tarjeta de colección se van registrando los números de cría que se asignan, poniendo una marca (✓) enfrente de los números respectivos. El resto de la tira se adjunta, con un sujeta-papeles, a la tarjeta de colección, de manera que se las pueda utilizar para rotular otra u otras pupas, que se aislen de las crías masivas de la misma colección. Una vez que se haya completado este trabajo, los recipientes se agrupan, se les coloca aparte, para tratarlos de la manera que se indica más adelante, en la sección RECIPIENTES PARA LA EMERGENCIA DE ADULTOS.

Cría de larvas. Todos los recipientes que contengan larvas (o con las mudas de las larvas asociadas con pupas), que están marcados con el mismo número de colección, se reunen y se dividen de acuerdo a los sublotes y se pone la tarjeta de colección junto con ellos. Luego se marcan, tantas como sean necesarias, tiras enteras de rótulos de las series -10, -20, -30 para cada

uno de los sublotes, escribiendo en número de colección enfrente del guión de cada uno de los número impresos. Trabajando con un sublote a la vez, corte de la tira de rótulos, etiquetas con los números repetidos (en este caso cada número se repite tres veces) e insértela al recipiente en la forma como se hizo en el caso anterior. Esta operación se repite hasta que se hayan rotulado todos los frasquitos con larvas del sublote. Los números asignados a cada cría se registran en la tarjeta de colección, colocando una marca (✓) enfrente del número correspondiente impreso en la tarjeta. El resto de la tira se adjunta a la tarjeta de colección con un sujeta-papeles. La misma operación se hace para cada uno de los sublotes de cada colección. Las tiras de etiquetas anexas a la tarjeta de colección se pueden usar más adelante, si se aislan larvas de las crías masivas de sublotes. Finalizada esta operación, se procede como se indica en la sección que sigue.

FRASQUITOS PARA CRIAR LARVA. Los frasquitos con las larvas (véase cría de larvas en el párrafo anterior) deben examinarse dos veces al día, preferiblemente antes del medio día y avanzada la tarde. Todos los frasquitos que contengan mudas de larvas se apartan para su procesamiento posterior. Luego de realizada esta operación se toman individualmente cada uno de los frasquitos vertiendo su contenido en una pequeña bandeja de separación con agua limpia y con una pipeta se transfiere la pupa a un frasquito plástico con unos 2 cm de agua limpia. Se cortan dos de los números triplicados de la etiqueta, y se fijan a este último recipiente en la forma ya señalada. Estas pupas se colocan junto con las otras de la misma colección y se les procesa como se indica en la sección que sigue. El frasquito en donde estaba originalmente la larva, se enjuaga y se llena con unos 5 ml de alcohol al 80%, luego a él se transfiere con una pipeta la muda de la larva contenida en la bandeja. El rótulo que resta, con una de los números triplicados, se le coloca de la manera ya descrita. El frasquito se pone aparte para procesarlo como se describe en la sección MUDAS, en el capítulo MUERTE Y PRESERVACION. Es obvio, que esta misma operación se repite para todas y cada una de las larvas que se están criando.

Los frasquitos con larvas muertas o moribundas, se colocan aparte para procesarlos, inmediatamente después que se haya terminado el trabajo con las crías individuales, en la forma que se describe en la sección CRIAS PARCIALES en el próximo capítulo. NO DESCARTE NI QUITE LOS ROTULOS A ESTOS RECIPIENTES.

Si las colecciones que se están trabajando son pocas (véase TRATAMIENTO DE LAS COLECCIONES Y SELECCION), las mudas de las larvas pueden ponerse cada una, en una cápsula de vidrio con alcohol al 80% y con su etiqueta respectiva. Posteriormente, se las trata como se señala en la sección MUDAS del capítulo próximo.

A las larvas que se están criando no hay que añadirles alimento alguno, excepto en el caso de las carnívoras; para éstas, así como también para las de Mansonia y otras larvas que requieren de cuidados especiales, se dan instrucciones más adelante en la sección CRIAS ESPECIALES.

RECIPIENTES PARA LA EMERGENCIA DE ADULTOS. Los recipientes en los que se están criando las pupas seleccionadas en el campo u obtenidas de crías masivas del lote, o de cría de larvas y marcados con sus números de crías individuales, deben examinarse dos veces al día, preferiblemente temprano en la mañana y avanzada la tarde. Los que contienen adultos vivos o muertos, se colocan aparte para su posterior tratamiento. Los adultos vivos se les saca del recipiente de la siguiente manera: se afloja la tapa y se le va

haciendo a un lado, al mismo tiempo, que la boca de otro frasquito se la va deslizando en la del primero; se dan entonces, pequeños golpes en el frasquito con el adulto, para que éste suba al otro recipiente. Una vez que el mosquito ha subido al recipiente éste se tapa rápidamente antes de voltearlo. El número duplicado del rótulo se corta en dos, uno de los cuales se coloca en el recipiente con el adulto, de la manera usual. Este material se somete, entonces, al procedimiento indicado más adelante en ENVASES Y JAULAS PARA EL MANTENIMIENTO DE ADULTOS. Al envase con la muda de la pupa se le hechas alcohol al 80% (una cantidad igual al agua que contiene), se le coloca dentro el rótulo que queda y se le pone aparte para procesarlo como se indica más adelante en la sección MUDAS, en el capítulo próximo. La misma operación se hace con cada uno de los recipientes con pupas.

Todos los recipientes con pupas muertas y moribundas y adultos nacidos solo parcialmente o muy débiles, deben separarse y procesarse inmediatamente después, que se haya terminado con las crías individuales, como se indica en la sección CRIAS PARCIALES del capítulo próximo. NUNCA DESECHE MATERIAL DE ESTE TIPO NI LE QUITE LOS ROTULOS.

Cuando se usan jaulas hechas con tazas plásticas, para la emergencia de los adultos, las mismas se deben examinar dos veces al día, como en el caso anterior. Los adultos se sacan de las jaulas con un aspirador y se les traslada a otra igual pero sin agua. Esta nueva jaula se marca con el número de lote y de sublote y se le coloca junto con los otros recipientes para el mantenimiento de adultos para procesarlos como se indica más adelante. Si nacen pocos adultos en un momento determinado, estos se pueden trasladar en grupos pequeños, 5 como máximo, a recipientes para el mantenimiento de adultos similares a los que se usan para crías individuales. Una vez que todos los adultos han sido sacados, todas las mudas de las pupas, así como todas las pupas muertas, se transfieren con una pipeta a un frasquito con alcohol al 80%, que se marca con el número de colección y del sublote correspondiente. Este se coloca junto con el recipiente para la emergencia de adultos, en el cual estan las pupas vivas, hasta que nazcan todos los adultos. El frasquito con el material preservado será luego tratado como se describe en el parágrafo de Crías masivas, en la sección ADULTOS CRIADOS, en el próximo capítulo.

ENVASES Y JAULAS PARA EL MANTENIMIENTO DE ADULTOS. Los adultos obtenidos de las crías deben mantenerse por los menos durante 24 horas y preferiblemente por 48 horas, antes de matarlos y procesarlos en la forma que se describe en la sección ADULTOS CRIADOS del capítulo próximo. Si se les mantiene durante 24 horas, habrá al mismo tiempo dos grupos de jaulas; el que contiene los adultos que están siendo aislados y el que tiene los que se aislaron el día anterior. Si se les mantiene por 48 horas habrá un tercer grupo. Cada grupo debe estar claramente marcado con la fecha en que se aislaron los adultos.

Los recipientes en los cuales se mantienen los adultos requieren relativamente poca atención, y no es necesario alimentar los mosquitos o abrir las jaulas mientras están en ellos. Todos los grupos de jaulas y/o recipientes, se deben revisar por lo menos una vez al día, para sacar los ejemplares muertos y procesarlos lo más pronto posible, de acuerdo con las instrucciones que aparecen en la sección ADULTOS CRIADOS del próximo capítulo. Después del período de 24 o 48 horas, todos los mosquitos se procesan siguiendo esas mismas instrucciones.

Las jaulas hechas de tazas plásticas deben llevar una pequeña mota de algodón absorbente, humedecido encima de la redecilla de nylon que las cubre y sobre el algodón se pone una tapa invertida. Todos los adultos muertos se sacan con un aspirador tan pronto como sea posible y debe tenerse la precaución de poner nuevamente el algodón que tapa el orificio por donde se introduce el aspirador. Estos adultos se ponen dentro de un frasquito seco y limpio junto con sus etiquetas y se procesan lo antes posible, de acuerdo a las instrucciones de la sección ADULTOS CRIADOS del siguiente capítulo.

Los frasquitos plásticos que contienen varios adultos se procesan de la misma forma que las jaulas de tazas plásticas.

CRIA DE PROGENIES. A las hembras que están en los frasquitos para posturas, debe prestárseles mucha atención en el laboratorio (véase en el capítulo COLECCION DE ADULTOS la sección TRATAMIENTO DE LAS COLECCIONES Y SELECCION). Los frasquitos para postura se preparan de la manera siguiente: Primero, se reemplaza la tapa plástica por una fina tela de nylon, la cual es sostenida en la boca del frasquito por otra tapa plástica en la que la parte central ha sido eliminada. Encima de la tela se coloca una motita de algodón humedecido con solución de azúcar al 10%, la cual se cubre ligeramente con la tapa plástica original. Los recipientes para postura se deben examinar diariamente, y el algodón con la solución debe ser reemplazado en caso de que el mismo se observen hongos o este se haya secado. A las hembras contenidas en los frasquitos, se les recomienda darles diariamente una comida de sangre, para lo cual se coloca la superficie interior del antebrazo o el dedo, contra la cubierta de nylon. Si los mosquitos no toman sangre humana o si hay la posibilidad de que puedan estar infestados, se debe entonces, ensayar alimentarlos con mamíferos o aves de varias clases. Para obtenerlo sólo basta poner en contacto la boca del envase, con una zona apropiada del cuerpo del donante. La comida diaria de sangre es muy importante para obtener posturas, por lo menos en el caso de ciertas especies. Ello es particularmente cierto para las del género *Psorophora*.

El sitio de postura en la naturaleza es diferente para los diferentes géneros (en algunos casos esta variación ocurre en diferentes especies dentro de un mismo género) y por lo tanto, es necesario tratar de proveer las condiciones apropiadas para cada una de las especies con las que se está trabajando. Para los *Anopheles* se debe añadir unas pocas gotas de agua a través de la rejilla de nylon, con el objeto de mantener una fina película de agua en el algodón que está en el fondo del recipiente; ello se logra aplicando la boca de un gotero a la rejilla y haciendo pasar el agua a través de la misma. Se debe tener cuidado de no mojar al mosquito. Para *Culex*, *Aedeomyia*, *Uranotaenia*, *Culiseta*, *Mansonia*, *Toxorhynchites* y otras formas que ponen los huevos en la superficie del agua, aislados o en grupos, se debe añadir agua en tal cantidad, que el nivel de la misma alcance hasta 1 cm por encima del algodón. A muchas de las especies de *Mansonia* es necesario ponerles un disco de papel impermeable en la superficie del agua (véase CRIAS ESPECIALES). Para todos los otros grupos, particularmente *Aedes*, *Haemagogus*, *Psorophora* y géneros afines no debe haber agua libre dentro del recipiente, de tal manera, que en la tirilla de papel toalla en el interior del frasquito para postura y que está en contacto con el algodón húmedo del fondo se forme un gradiente de humedad. Estas formas mencionadas en último término ponen sus huevos, principalmente, sobre la tirilla de papel. Variaciones de los métodos mencionados, deben ensayarse con las especies de otros géneros para simular las condiciones de

los sitios de postura en la naturaleza. Papel toalla de diferentes texturas, color y capacidad de absorción, así como también tiras de papel resistente a la humedad ("wet-strength paper"), deben también ensayarse. Es posible, que para algunas especies sea necesario poner el recipiente para postura en la oscuridad o envolverlo completamente o parcialmente en papel oscuro.

Las hembras grávidas coleccionadas en el campo en caso de poner, lo hacen entre el tercero o cuarto día después de la captura. No siempre es necesario e incluso puede ser contraproducente dar comidas de sangre a estas hembras. Aquellas que están llenas de sangre, ya sea en el campo o en el laboratorio, necesitan de 5 a 10 días o más para poner; a éstas si se les debe dar una comida diaria de sangre, como se indicó en el primer parágrafo de esta sección.

La revisión diaria de los envases de postura y la cual debe hacerse preferiblemente temprano en la mañana, consiste en lo siguiente: (1) revisar y mantener el nivel adecuado del agua; si hay condensación en las paredes se quita la tapa plástica de encima del cedazo; si hay hongos en el algodón en el fondo del frasquito o en cualquiera otra parte, el mosquito se transfiere a un nuevo recipiente para postura; (2) humedecer o reemplazar el algodón humedecido con la solución azucarada; (3) dar una comida de sangre a los mosquitos (posiblemente esto tenga que hacerse en la oscuridad para algunas especies); (4) observar detenidamente si hay huevos y (5) procesar el mosquito y sus huevos si es el caso.

Si la hembra muere antes de poner, pero aparentemente está llena de huevos ya desarrollados, se le debe disectar; si los huevos tienen el corión completamente formado se someten al procedimiento que se describe en los próximos parágrafos. Todas las hembras muertas y no grávidas se dejan en los recipientes para postura originales y se tratan, tan pronto como sea posible, siguiendo el procedimiento que se describe en el próximo capítulo bajo la sección ADULTOS COLECCIONADOS EN EL CAMPO.

Aquellas hembras que no pongan, aún cuando se les haya provisto con todas las condiciones necesarias para que lo hicieran, se les puede inducir a poner de la siguiente manera, cortándoles las alas cuando estén ligeramente anestesiadas y dejándolas que se recobren sobre papel de toalla húmeda, dentro del recipiente o, con un método más drástico, pero da buenos resultados, decapitándola. La anestesia con CO_2 puede, también, dar buenos resultados y se le debe probar usando un eyector de corcho del tipo descrito por Bruce-Chwatt (1964).

Después que cada hembra haya puesto, es necesario procesarlo lo antes posible. Hasta el momento de la postura los recipientes estaban marcados solamente con el número de colección; pero ahora, a cada hembra y su progenie debe asignársele un número de sublote del -1 al -9 dentro del lote al cual pertenecen. Muy raramente habrá más de 9 crías de progenies en un mismo lote. Si este fuera el caso, se le asigna un nuevo número de lote a las series sobrantes, disponiéndose así de 9 números adicionales para los sublotes de las progenies.

Los números que se asignan a estos sublotes se registran en la tarjeta de colección en la sección correspondiente a los sublotes, poniendo una marca (✓) enfrente del que corresponda. El siguiente paso, consiste en preparar dos etiquetas de papel con el número de lote y de sublote; a una de ellas se añada la letra P después del número de sublote y servirá para identificar la progenitora, la otra, que se repetirá cuantas veces sea necesario, servirá para iden-

tificar la progenie durante la cría masiva. La progenitora puede, entonces, sacársele del recipiente y pasarla a otro limpio, de la manera usual y al cual se pone una tapa en la que se ha introducido la etiqueta de identificación. Este recipiente se pone aparte y se somete al procedimiento que se indica en el próximo capítulo en la sección ADULTOS CRIADOS.

Los huevos y crías masivas que se obtienen de las hembras cautivas se trabajan de diferentes maneras, de acuerdo al género al cual pertenecen.

(1) Para Anopheles, los huevos se incuban utilizando una taza plástica llena con agua del grifo (hasta los 3/4 aproximadamente) y un anillo de papel encerado flotando en su superficie. La taza plástica se marca con el número de colección. Los huevos se transfieren tan pronto como sea posible al recipiente de incubación, sacando la tira de papel toalla y el algodón del recipiente para postura, y sumergiéndolos en el agua de la taza plástica a través del anillo de papel encerado. Los huevos que se hayan adheridos a la pared del recipiente para postura, se recogen con un pincel de pelo de camello y se sumergen en el agua del recipiente de incubación, por el centro del anillo de papel. Todos los huevos deben quedar flotando dentro del anillo. Unos 10 huevos de cada postura deben preservarse, como se indica en la sección HUEVOS del capítulo próximo. El incubador ya listo se pone aparte y cuando nace la primera larva (entre 3 a 5 días) se pone un pedacito de levadura en el borde interno del anillo, de tal manera, que toque el agua. Una vez que nazcan todas las larvas, se quita el anillo de papel encerado y se le espolvorea, parcamente, el alimento dos veces diaria. El tratamiento posterior de este material se encuentra en las instrucciones generales que se dan más adelante para crías masivas, preservación de larvas y aislamiento de crías individuales.

(2) Para Culex y otras formas que ponen los huevos en masas o individualmente en la superficie del agua, estos se transfieren con un pincel de pelo de camello a una taza plástica llena de agua del grifo, hasta los 3/4 de su capacidad. La taza se marca con un lápiz graso con el número de colección, y del sublote correspondiente. Cuando aparezca la primera larva, se coloca una pequeña cantidad de alimento con una pipeta una o dos veces diarias.

(3) Para las especies de Mansonia, las masas de huevos o los discos de papel resistente a la humedad con los huevos pegados a los mismos se pasan una taza plástica con agua del grifo hasta el nivel usual. El recipiente se marca en la forma indicada y las larvas se alimentan de la manera antes señalada. Se pueden colocar discos o tiras adicionales de papel resistente a la humedad, para que las larvas tengan de donde asirse. Véase más adelante la sección CRIAS ESPECIALES, para el subsecuente tratamiento.

(4) Para Aedes, Psorophora, Haemagogus y otras formas, que ponen los huevos por encima de la superficie del agua se debe siguir el procedimiento siguiente: (a) Período inicial de acondicionamiento: los envases para postura deben mantenerse cerrados a fin de proveer un ambiente húmedo para el desarrollo de los huevos. Después de 3 o 4 días se examinan 1 o 2 huevos al microscopio o con una lupa; si los huevos están todavía túrgidos, probablemente todavía sean viables y están listos para secarlos. (b) Período de desecación: la tapa del recipiente para postura se reemplaza con otra, con cedazo para permitir que los huevos se sequen. La duración de este período varia con las especies y se tiene que determinar empíricamente. Periódicamente examine 1 o 2 huevos, para determinar si estos aún permanecen viables o no; en el último caso, ello puede significar, que para esa especie en particular, el período de desacación no es necesario y por lo tanto debe omitirse.

(c) Período de hidratación: si los huevos permanecen túrgidos después de 3 a 5 días, el recipiente que los contiene se llena con agua del grifo o preferiblemente con agua lluvia, y todo el contenido, agua y huevos, se vacia en una taza plástica marcada con el número del lote y del sublote. Luego la misma se llena de agua hasta los 3/4 de su capacidad y se le agrega una pastilla de vitamina C, una gota de alimento y un pedacito de levadura. Si los huevos son viables y están propiamente acondicionados la eclosión debe producirse en unos 30 minutos. En el caso contrario, ponga los huevos sobre una tira de papel toalla seco, colóquela dentro del recipiente usado originalmente para la postura y póngale una tapa cedazo. Los huevos se dejan secar por varios días, después de los cuales estos se vuelven a hidratar nuevamente. El proceso se repite una o más veces hasta que las larvas nazcan.

De todas las crías de progenies debe preservarse, siempre que ello sea posible, una muestra de 5 a 10 huevos antes de empezar la cría masiva de los mismos. Para los métodos de preservación véase la sección HUEVOS en el capítulo siguiente. Así mismo, una muestra de 5 a 10 ejemplares de cada instar debe también, preservarse de acuerdo a las instrucciones de la sección LARVAS Y PUPAS del próximo capítulo. Es conveniente esperar hasta que todos los especímenes alcancen el mismo instar, antes de seleccionar los ejemplares de un instar determinado para preservarlos, pues así se evita el que haya un proporción muy desigual de los sexos cuando se termine la cría (los machos se desarrollan más rápidamente que las hembras).

Todas las crías de progenies se ponen junto con las crías masivas, de las cuales son un subgrupo y se les procesa de acuerdo con el procedimiento dado anteriormente en la sección CRIAS MASIVAS. Las mudas que quedan en los recipientes para incubación se identifican con el número del lote y sublote apropiados y se les preserva de acuerdo al procedimiento que se da en el capítulo siguiente. Asegúrese de alimentar las larvas regularmente, pero no excesivamente. Una vez que todos los individuos de una cría de progenie alcancen el cuarto instar, se aislan 10 de ellos para criarlos individualmente. A cada individuo se le asigna un número de cría de la manera usual, usando las tiras de etiquetas con los números repetidos tres veces; por ejemplo, las crías individuales provenientes de mosquitos obtenidos de cría masiva de progenies 52-1, se identifican 52-10, 52-11, 52-12 y así sucesivamente hasta 52-19; los provenientes de cría masiva de progenies 52-2 se identifican 52-20, 52-21 y así sucesivamente hasta 52-29. La etiqueta, como se explicó anteriormente, se aprisiona entre el borde de la boca y la tapa y en la tarjeta de colección se van registrando, de la manera usual, los números asignados. Los recipientes con las crías individuales se apartan y se procesan junto con todos los otros en la manera descrita antes en la sección CRIAS INDIVIDUALES.

Las crías de progenie requieren de mucha atención y consumen mucho tiempo; por lo tanto, si se cuenta con poco personal, solamente se pueden afectuar unas cuantas a un mismo tiempo y posiblemente algunos de los pasos descritos tengan que eliminarse, como por ejemplo, el aislamiento de ejemplares y preservación de muestras de todos los estadios larvarios. Sin embargo, las crías de progenies son sumamente importantes para estudios taxonómicos y, por lo tanto, debe hacerse todo lo posible para realizar todo el procedimiento descrito para una hembra de cada especie por lo menos.

INCUBACION DE HUEVOS. Masas de huevos o huevos individuales coleccionados en el campo, se tratan de manera diferente de acuerdo al tipo de huevo y según los métodos sugeridos en la sección CRIAS DE PROGENIES.

De allí en adelante, las crías deben tratarse como se indica en la sección CRIAS MASIVAS, excepto que en este caso hay que añadir comida regularmente. Si se aprecia la existencia de más de una especie las mismas se deben separar en sublotes. Cuando todas las larvas en el cuarto instar estén para mudar, se les procesa como se describió en la sección TRATAMIENTO DE LAS COLECCIONES Y SELECCION, para la selección de larvas que van a ser preservadas y las que se van a criar individualmente.

TRATAMIENTO DEL MATERIAL SECO. Muestras de suelo tomadas en depresiones del terreno o de las orillas de los charcos temporales o bien del raspado de los huecos en los árboles, o de otros tipos de habitats formados por recipientes naturales (véase COLECCION DE HUEVOS Y MATERIAL SECO en el capítulo COLECCION DE ESTADIOS JUVENILES), a menudo contienen huevos de mosquitos que al ponerlos en agua se desarrollan y dan origen a larvas. El material que se obtenga de esta forma, debe ponerse en tazas plásticas marcadas con su correspondiente número de colección y luego se le añade agua, lluvia o del grifo, hasta el nivel usual y una pastilla de vitamina C. Algunas larvas puede que nazcan en los primeros 30 minutos, pero otras puede que no lo hagan hasta después de 24 horas. Si no hay eclosión alguna, el material se cuela en una red coladora se concentra y se seca en un papel toalla dentro de una taza plástica. Este proceso para inducir la eclosión quizá tenga que repetirse más de una vez, en algunas especies. Las larvas se crían en la forma antes indicada en la sección CRIAS MASIVAS. La separación en sublotes y el aislamiento de individuos para criarlos se hace de la manera descrita en la sección TRATAMIENTO DE LA COLECCION Y SELECCION.

CRIAS ESPECIALES. Algunas especies requieren atención especial, así como también métodos especiales para las crías, tanto individuales como masivas. Solamente mencionaremos dos casos específicos; pero si se encuentra alguna dificultad con otros tipos de larvas deben ensayarse variaciones de las técnicas de cría para reproducir condiciones análogas a las que existen en los habitats naturales de la especie que se trata.

Los estadios juveniles de las especies del género Mansonia, pueden criarse usando la técnica descrita por Laurence, Page y Smith (1962). Se colocan discos de papel resistente al agua, de 1 cm de diámetro, en la superficie del agua en el recipiente para la crianza (un disco para cada cría individual, varios en el caso de la cría masiva). Si no se tiene papel de esta clase puede usarse un papel toalla fuerte. Si las larvas se despegan del disco este se debe cambiar. La pupa se forma en la parte inferior del disco y ella misma se fija fuertemente al papel. Para transferir la pupa, se levanta el disco de papel con una pinzas y se pone en la superficie del agua en al recipiente para la emergencia de adultos.

Las larvas carnívoras, generalmente, se reconocen fácilmente porque tienen la cabeza grande y muy prolongada enfrente de las antenas, o porque las maxilas y las mandíbulas están bien desarrolladas y prolongadas. Las formas carnívoras son por lo general, de movimientos lentos; pero cuando se les disturba o cuando atacan a la presa se mueven en forma brusca y repentina. Las larvas carnívoras deben aislarse en recipientes individuales tan pronto como se les descubra y suministrarles larvas de mosquitos de algunas de las especies más comunes. El desarrollo de las larvas carnívoras es rápido si el suministro de presas se mantiene regularmente. Cuando se transforman en pupas, debe procederse con mucho detenimiento para escojer las pupas las mudas de las larvas correspondientes, pues en el mismo recipiente es probable

que también existan mudas y pupas de las presas.

MUERTE Y PRESERVACION

EQUIPO Y UTILES. Para matar y preservar mosquitos, se necesita el equipo y útiles siguientes: (1) tubos o frascos para matar mosquitos, (2) aspiradores, (3) red entomológica, (4) pinzas ordinarias y entomológicas, (5) cajitas plásticas grandes y pequeñas, (6) papel toalla o algodón en láminas ("cellucotton") cortado en cuadrados del tamaño de las cajitas plásticas, (7) algodón absorbente, (8) cápsulas de gelatina, (9) tiras de etiquetas, (10) alcohol etílico al 80%, (11) solución de formalina al 5% y al 10% (2% y 4% de formaldehido), (12) cárpulas de vidrio con tapas de neopreno, (13) pipetas y goteros, (14) cubetas para selección, (15) agujas de disección, (16) vaso químico u otro recipiente para calentar agua.

ADULTOS COLECCIONADOS EN EL CAMPO. Los adultos que se coleccionan en el campo, por lo general se les mata de inmediato y se les coloca en tazas o frasquitos plásticos con papel toalla o higiénico (véase el capítulo referente a COLECCION DE ADULTOS), hasta que se les lleva al laboratorio. Los ejemplares que se obtengan en colecciones incidentales (véase el capítulo correspondiente) deben procesarse de la misma manera que se describe más adelante, pero esta debe hacerse por lo general mientras todavía se está en el campo. No es aconsejable el hacer montajes finales de adultos en alfileres cuando se realizan encuestas en el campo, pues ello requiere mucho tiempo y por las dificultades que se encuentran para darles el tratamiento apropiado durante su transporte. Si por alguna circunstancia, es necesario hacer los montajes en el lugar donde se realiza la encuesta, es aconsejable que estos se hagan pegando los mosquitos con cemento "Ambroid" a triangulitos de cartulina fuerte, colocándolos del lado derecho y con las patas en dirección hacia la parte interior de los mismos. Los triangulitos deben fijarse en alfileres tipo #3 con cabeza de nylon.

El método más práctico para tratar los adultos, es preservarlos y almacenarlos en cajitas plásticas para transportarlos y montarlos posteriormente (para las excepciones véase la sección ADULTOS EN ALCOHOL). Cajitas plásticas de diferentes tipos se han usado satisfactoriamente; pero con el objeto de mantener uniformidad se recomienda el uso de cajitas plásticas en las que se empacan píldoras. Para protejer y mantener los mosquitos dentro de las cajitas plásticas es preferible usar algodón laminado ("cellucotton") o papel toalla en lugar de usar algodón no absorbente, y los mismos se deben cortar en cuadros de la misma medida del interior de las cajitas. Con estas cajitas no es necesario el uso de preservativos contra el moho; pero si por alguna razón tienen que usarse, se sugiere pegar con goma al fondo de la cajita no más de 1 o 2 pequeños cristales de timol. NUNCA DEBEN DEJARSE CRISTALES O ESCAMAS DE NINGUNA CLASE EN LAS CAJITAS, pues existe el peligro que se dañen los especímenes. Algunas veces los mosquitos son atraidos hacia las paredes de las cajitas debido a la electricidad estática, para eliminar este problema, consúltese en el GLOSARIO el aparte ELECTRICIDAD ESTATICA.

El procedimiento a seguir, para el arreglo de los mosquitos en las cajitas plásticas es el siguiente: Coloque dentro de la cajita un cuadro de papel toalla. Luego, usando pinzas entomológicas, saque los mosquitos de la taza plástica

y colóquelos en una hoja de papel antes de introducirlos en la cajita. A continuación, órdene una camada de mosquitos encima del cuadro de papel en la cajita, de tal forma que los especímenes tengan las patas estiradas, las alas dobladas sobre el abdomen y espacio suficiente entre los mismos para que no se toquen. Nunca ponga los mosquitos en masa dentro de la caja. Sobre la primera camada se coloca otro cuadrado de papel y luego otra camada de mosquitos y así sucesivamente, hasta que todos los especímenes de una colección se hayan ordenado o hasta que la última camada alcance el borde superior de la cajita. Finalmente, se pone un cuadrado de papel y encima de él una mota de algodón escarmenado que debe extenderse uniformemente sobre toda la superficie del papel y que sobresalga ligeramente, por encima del borde de la cajita, de tal manera, que cuando se le ponga la tapa, el algodón escasamente alcance a tocarla. La etiqueta correspondiente se coloca encima del algodón, antes de proceder a cerrar la cajita. Bajo ninguna circunstancia debe ejercerse presión alguna al colocar los especímenes, el papel o el algodón, ya que ello traería como consecuencia, el aplastamiento de los mosquitos. Las capas de papel y el algodón, se usan para evitar que los ejemplares se muevan. Si esta operación se realiza en el campo, las cajitas se deben sellar con una cinta papel transparente engomado ("scotch tape") o con esparadrapo para evitar que puedan abrirse durante el transporte; en cambio, en el laboratorio ello no es necesario.

Para una colección se deben usar tantas cajitas como sea necesario, y cada una debe estar debidamente rotulada con su correspondiente número de colección. No es aconsejable poner más de una colección dentro de una misma cajita, pero si hay necesidad de hacerlo, como sucede cuando hay muchas colecciones con pocos ejemplares, la etiqueta se coloca sobre el último cuadrado de papel y se le tapa con otro sobre el cual se empieza a colocar los especímenes de la otra colección.

Las cajitas plásticas deben guardarse en un lugar seco y libre de plagas. Para instrucciones más precisas al respecto, véase el capítulo siguiente.

ADULTOS EN ALCOHOL. En el caso de mosquitos con el cuerpo blando, especialmente "dixa-midges," es preferible preservarlos en alcohol al 80%, que guardarlos en cajitas plásticas. Los especímenes provenientes de colecciones en el campo, de crías masivas o de crías individuales, se les mata y uno a uno se dejan caer de cabeza en una cárpula de vidrio con alcohol. Para cada cría individual, para cada lote y para cada sublote, se usa una cárpula diferente. No se deben poner más de 10 especímenes en un solo cárpula, y dentro de éste, se debe introducir un tapón de algodón que debe quedar inmerso en el alcohol, pero sin tocar los ejemplares. La etiqueta se coloca encima del algodón y la cárpula se cierra con un tapón de neopreno. El registro de este material en la tarjeta de colección, se hace de la manera que se describe al final de la sección ADULTOS CRIADOS.

También deben preservarse en alcohol aquellos ejemplares provenientes de crías masivas que no se hayan quitinizado completamente, o estén moribundos o dañados.

ADULTOS CRIADOS. Todos los adultos obtenidos en las crías, después que se les haya mantenido por 24 o 48 horas en recipientes o jaulas (véase RECIPIENTES Y JAULAS PARA EL MANTENIMIENTO DE ADULTOS), deben matárseles y tratárseles como se indica más adelante. Las hembras que se usaron para obtener huevos, se deben procesar inmediatamente después de la postura, de acuerdo con el procedimiento para la cría de individuos, que se

describe de inmediato.

Crías individuales. Todos los adultos provenientes de las crías individuales y mantenidos por el período de tiempo requierido (de 24 a 48 horas) se les debe procesar todos juntos durante la tarde o la noche. El proceso se acelera si se usa una serie de 2 a 5 tubos para matar. La tapa del recipiente de mantenimiento se afloja; el recipiente se voltea boca abajo sobre la boca del tubo, para matar al mismo tiempo que se desliza la tapa; de esta manera el cloroformo anestesiará al mosquito y a los pocos segundos caerá dentro del tubo para matar; si se golpea ligeramente a las paredes del recipiente superior, más rápidamente se producirá la caída. Retire entonces, el recipiente de mantenimiento y tape con el pulgar el tubo con cloroformo, hasta que el mosquito deje de moverse, póngale dentro la etiqueta correspondiente, tápelo y colóquelo aparte. Proceda de la misma manera con otros adultos (de uno a cinco dependiendo del número de tubos que se tengan) y ponga los tubos en fila. Una vez que todos los tubos estén ocupados, se comienza con el primer tubo, la segunda operación del proceso, la cual se describe más adelante. Completada esta última, el tubo vacío se usa para matar otro ejemplar y se pone a continuación de los otros. La operación se repite hasta que se hayan tratados todos los adultos. Todo el procedimiento debe cronometrarse en tal forma, que los mosquitos no permanezcan menos de 5 minutos, ni más de 10, en el tubo con cloroformo.

El segundo paso del proceso consiste en sacar el adulto y su etiqueta del tubo para matar y colocarlo sobre una tarjeta blanca, de esta el adulto se toma por las patas con unas pinzas entomológicas y se deja caer de cabeza en la porción más larga de una cápsula de gelatina. Si el mosquito cabe cómodamente en la cápsula, golpée ligeramente el fondo de la misma y coloque dentro de ella un pequeño tapón de algodón escarmenado para de este modo fijar el mosquito. El algodón no debe tocar el espécimen ni tampoco sobresalir del borde de la cápsula. La etiqueta se coloca en la parte exterior de la porción más larga de la cápsula, de manera que al cerrar la cápsula con la porción más pequeña, la misma queda aprisionada entre las dos partes.

En caso de que el mosquito sea muy grande y no cabe holgadamente dentro de la cápsula o si la humedad es excesiva y la misma no se puede utilizar, entonces debe usarse una cajita plástica para guardar el espécimen. Para esto coloque un cuadrado de papel toalla en al fondo de la cajita, y transfiera el espécimen dentro de ella. Si se encuentran dificultades debido a que el espécimen se escurre contra las paredes de la cajita debido a la ELECTRICIDAD ESTATICA, entonces siga las instrucciones sobre el particular en el GLOSARIO. Después que se ha colocado el espécimen apropiadamente, coloque suavemente otro cuadrado de papel por encima del mismo y de igual manera coloque un pedacito de algodón escarmenado encima del papel, para en esta forma rellenar la cajita completamente. Como parte final de la operación, coloque la etiqueta correspondiente encima del algodón y proceda a cerrar la cajita adecuadamente. Algunas veces el cuadrado de papel que va en el fondo de la cajita puede suprimirse para hacer el ejemplar visible desde afuera, pero siempre el mosquito debe protegerse del algodón con el cuadrado de papel intermedio.

Cuando todos los especímenes se hayan procesado, se hace el registro en la tarjeta de colección, poniendo una marca (✓) en la columna apropiada, enfrente del número correspondiente, tanto para machos (♂), como para hembras (♀). Si el sexo no se puede determinar en el momento, la marca (✓) se

coloca en la línea entre las dos columnas. Si se escapa algún ejemplar debe hacerse lo posible por recapturarlo, y en caso de que exista duda, de que el espécimen capturado sea el mismo que escapó, se debe hacer constar esto en OBSERVACIONES. Si se pierde, se coloca un 0 en la línea entre las columnas ♂ y ♀.

Cárpulas de vidrio de las usadas para preservar el material en alcohol u otras de un diámetro moderado (hasta 12 mm) pueden usarse en lugar de las cápsulas de gelatina o cajitas plásticas. Los mosquitos se dejan caer de cabeza dentro de estos recipientes, luego, se les pone un tapón de algodón que se introduce hasta que alcance por encima de las patas del animal y por último se la pone la etiqueta y se tapan.

Las cápsulas de gelatina son solubles en el agua y por lo tanto se les debe guardar en donde no les puede caer agua y la humedad no sea excesiva. En el capítulo próximo se dan las instrucciones para almacenar y transportar las cápsulas de gelatina, cajitas plásticas, frasquitos y cárpulas de vidrio.

Crías Masivas. Todos los ejemplares provenientes de una cría masiva y que se han mantenido durante el tiempo requerido (24 o 48 horas) deben procesarse todos juntos (marcados con un número de colección o en número de colección y de sublote de un dígito). Si los especímenes están en frasquitos se usan tubos para matar en la forma descrita en la sección anterior, Crías Individuales. Si los recipientes contienen más de un adulto, es preferible soltarlos todos en una red y recogerlos con un aspirador o un tubo para matar. Los ejemplares que estén en jaulas hechas con tazas plásticas se sacan, uno a uno o unos pocos a la vez, con un aspirador y se les pasa a un tubo para matar, soplando suavemente en el aspirador.

Todos los adultos de un lote o de un sublote se procesan juntos y debe asegurarse de que todos los tubos para matar tienen la etiqueta correspondiente. Si es necesario, se deben hacer etiquetas nuevas. Después que todos los especímenes se hayan matado, se les coloca en cajitas plásticas siguiendo el procedimiento descrito en ADULTOS COLECCIONADOS EN EL CAMPO. Si hay un solo espécimen en un lote o sublote dado, el mismo se puede poner en una cajita plástica pequeña siguiendo el procedimiento descrito en Crías Individuales en la sección anterior.

Completado el proceso para todos y cada uno de los especímenes, se hace el registro de los mismos en la sección SUBLOTES de la tarjeta de colección, marcando (✓) en la columna apropiada: (♂) para machos, (♀) para hembras o ambos enfrente del número de sublote correspondiente. Si el sexo no se puede determinar con seguridad, la marca se pone en la línea entre las dos columnas (como se indicó en el caso de Crías Individuales). En el caso de colecciones no subdivididas en sublotes se usa la línea correspondiente al sublote -1. El material se almacena y empaca de acuerdo a las instrucciones que se dan en próximo capítulo.

LARVAS Y PUPAS. Es necesario preservar una muestra adecuada de larvas y pupas de cada colección de campo y de las crías de progenies (las instrucciones para seleccionar este material fueron dadas en el capítulo TRATAMIENTO DE LAS COLECCIONES Y SELECCION, CRIA DE PROGENIES, INCUBACION DE HUEVOS y CRIA DE MATERIAL SECO). También es recomendable preservar pupas si hay material disponsible, y el tiempo lo permite. A objeto de que las pupas y larvas puedan utilizarse para estudios taxonómicos, se les debe matar y preservar debidamente, de tal manera, que la forma del cuerpo y todas sus estructuras, particularmente los pelos y cerdas, sean

retenidos íntegramente. Aún cuando es posible obtener un buen material matando las larvas y pupas directamente en el alcohol en el que se les va a preservar, es un método que no ofrece suficiente seguridad y solo debe emplearsele, cuando no se dispone de las facilidades o el tiempo necesarios para seguir la técnica descrita más adelante.

Las larvas y pupas que se van a preservar y que han sido separadas en una taza plástica marcada con el número de colección y de sublote, se transfieren con una pipeta a una bandeja de separación con agua limpia, para lavarlas. Cuando se tienen pocas larvas se puede seguir el siguiente procedimiento: si hay muchos restos y sedimentos en el recipiente, se hacen una serie de transferencias sucesivas hasta eliminarlos; luego, se calienta agua a 60°C (140°F) en un vaso químico u otro recipiente adecuado y se le hechan las larvas, una a la vez. Tan pronto como las larvas floten se les transfiere, una a una, con una pipeta a un recipiente con alcohol al 80%. Después de 5 minutos se les transfiere a un frasquito o cajita plástica con alcohol al 80%. El tamaño de estos recipientes dependerá del número de larvas, pero en todo caso, deben ser lo suficientemente grandes como para que quepan todas las larvas, en una sola capa, en el fondo. Dentro del recipiente se coloca una etiqueta de papel con los datos pertinentes escritos a lápiz y después se le cierra adecuadamente. Las larvas deben dejarse endurecer por lo menos durante toda la noche, antes de pasarlas a las cárpulas de vidrio.

Si los estadios juveniles que se van a preservar son más de 20, estos deben lavar como se indicó anteriormente y luego se pueden vertir en un pequeño cedazo de nylon, el cual se sumerge en un recipiente con agua caliente hasta que todas las larvas hayan muerto. Después de esto, el cedazo con las larvas se pasa a otro recipiente con alcohol etílico al 80%, una vez que se coloca el cedazo en el recipiente, se invierte y se procede a lavar las larvas. Finalmente, las larvas se transfieren con una pipeta a una cajita plástica que contenga alcohol a la misma concentración y se dejan en ella con el propósito de que se endurezcan.

Después del período de endurecimiento (toda la noche o más), el alcohol se reemplaza por otro de la misma concentración; las larvas se transfieren con una pipeta a una cárpula de vidrio con alcohol etílico al 80%. En estas cárpulas no se deben poner más de 20 larvas de tamaño mediano (como las de C. quinquefasciatus). Si las larvas no se van al fondo de inmediato, las paredes del recipiente se golpean ligeramente con un lápiz, hasta que esto suceda. Cumplido esto se sumerge un tapón de algodón en el alcohol y se coloca a un nivel inmediatamente superior a las larvas pero sin tocarlas. El tapón debe hacerse con una base lisa y arreglado en tal forma de manera que pueda entrar fácilmente, ya que nunca debe usarse uno que por su tamaño tenga que ser introducido con gran presión. La etiqueta se pone encima del tapón y se le vierte más alcohol, hasta una altura cerca del borde de la cárpula; luego se le pone un tapón de neopreno y para permitir el escape de la presión se introduce un aguja de disección entre la tapa y la pared del recipiente.

Una vez que todo el material se ha procesado, se hacen los registros pertinentes en la tarjeta de colección, en la sección correspondiente a los sublotes. Se pone una marca (✓) en la columna L (larva) y/o en la P (pupa), en la línea correspondiente al número de sublote; si solo hay un número de lote en la etiqueta, se utiliza la línea para el sublote -1. Luego se empaca y almacena en la forma como se instruye en el próximo capítulo.

MUDAS. Para los fines de estudios taxonómicos, el material más valioso lo constituyen las mudas de las larvas y pupas y los correspondientes adultos

obtenidos de las crías individuales; por lo tanto, el procesamiento de estos se debe hacer lo más cuidadosamente posible. Cuando se hacen muchas crías masivas y de progenies a un mismo tiempo, no se debe intentar preservar las mudas de las larvas y las de las correspondientes pupas en un mismo recipiente. Sin embargo, cuando las crías son pocas, las mudas de larvas y pupas pueden ponerse en una misma cárpula, como se indicó en la sección RECIPIENTES PARA LA CRIA DE PUPAS en el capítulo anterior.

Las mudas de larvas y pupas que han sido separadas para preservarlas en frasquitos plástico individuales con alcohol diluído (véase la sección RECIPIENTES PARA LA CRIA DE LARVAS y JAULAS PARA LA EMERGENCIA DE ADULTOS en el capítulo anterior), se deben procesar el mismo día y preferiblemente, inmediatamente después, que se termine el trabajo de las crías individuales; para ello se vierte el contenido de un frasquito, incluyendo se etiqueta, en una cajita plástica con alcohol etílico al 80 %, colocada sobre una superficie blanca y con una pipeta se transfiere la muda a una cárpula de vidrio también con alcohol etílico al 80%. Si aquella no se va al fondo, se tapa la cárpula con el pulgar y se le invierte repetidas veces hasta que la muda se humedezca y se hunda; luego, como se indicó en la sección LARVAS Y PUPAS, se introduce un tapón de algodón, teniendo cuidado que la muda no se pegue al algodón o quede aprisionada entre éste y la pared del recipiente. Finalmente, se coloca la etiqueta y se tapa la cárpula, liberando la presión en la forma que se indicó en la sección LARVAS Y PUPAS. Las mudas pueden también transferirse con un "elevador" de superficie lisa; pero como esto requiere mucha pericia no se recomienda su uso general por asistentes poco experimentados.

Una vez que todas las mudas han sido procesadas, se registran en la tarjeta de colección, poniendo una marca (✓) en la columna l (mudas de larvas) o p (mudas de pupas) en la línea correspondiente al número de la cría individual. El material se almacena y empaca en la forma como se indica en el próximo capítulo.

CRIAS INCOMPLETAS. Todos los especímenes que mueren durante el proceso de crianza en el laboratorio, ya sean de las crías masivas de un lote, de un sublote o de crías individuales, deben preservarse con el mismo cuidado que el resto del material; además todas las mudas de crías masivas (lotes y sublotes) también deben preservarse.

Cuando se completan las crías de lotes y sublotes, los frasquitos plásticos con las mudas de larvas y larvas y pupas muertas, se procesan en la forma que se describe a continuación. Se vacia el frasquito en una cubeta o bandeja (o en un recipiente más pequeño) con alcohol etílico al 80 %; desde allí se transfieren las mudas (de larvas y pupas) a una cárpula de vidrio con alcohol etílico al 80% y las larvas y pupas a otro, siguiendo el procedimiento descrito anteriormente, en la sección LARVAS Y PUPAS y MUDAS. No se deben poner más de 20 ejemplares en un mismo frasquito y todo debe estar debidamente rotulado. El registro del material en la tarjeta de colección se hace de acuerdo con las indicaciones previstas en la sección LARVAS Y PUPAS.

Todo el material proveniente de crías individuales incompletas debe preservarse en cárpulas de vidrio individuales con alcohol etílico al 80%. Las larvas muertas se pueden transferir directamente a las cárpulas de vidrio, pero las que estén moribundas deben matarse en agua caliente, siguiendo el procedimiento descrito en la sección LARVAS Y PUPAS, luego se pasan por alcohol etílico al 80 % pero sin someterlas al proceso de endurecimiento y por último se transfieren a una cárpula de vidrio que contenga alcohol etílico

a la misma concentración.

HUEVOS. Siempre debe preservarse una muestra de los huevos provenientes de las crías de progenies y de las incubaciones, y cuando sea posible de los que se encuentran en las muestras de material seco (véase el capítulo anterior). Una muestra de 5 a 10 huevos es suficiente; pero si la postura es grande o si son muchos los coleccionados en el campo, debe conservarse un número mayor. Es muy poco todavía, lo que se conoce acerca de los huevos de mosquitos, debido, a que se omite el coleccionarlos y preservarlos; por lo tanto debe ponerse todo el empeño posible en coleccionarlos y, también, porque ellos muestran características taxonómicas de gran valor.

Los huevos de la mayoría de las especies pueden preservarse en solución de formol al 10% (4% de formaldehido); pero para huevos más delicados como los anofelinos, es aconsejable usar una solución al 5%. Los recipientes para conservar los huevos pueden ser pequeñas cárpulas de vidrio con tapas de neopreno.

Las masas de huevos flotantes y los de envoltura dura como los aedinos, se ponen directamente en cárpulas de vidrio con formol. Para transferir los huevos desde el agua, papel toalla, algodón, o de cualquier otra superficie donde hayan sido depositados se usa un pincel de pelo de camello. En el caso de especies de Mansonia que fijan sus huevos a varios objetos, estos se transfieren junto con todo o parte del material al cual están fijos. Una vez que los huevos se depositen en el fondo de la cárpula se introduce un tapón de algodón (en la misma forma que se hace para las larvas y pupas), luego la etiqueta y por último se tapa el recipiente teniendo el cuidado de liberar la presión de la manera antes descrita.

Los huevos más delicados, con flotadores u otros procesos (como los de anofelinos) deben matarse y preservarse en vapores de formol; para ello se procede de la manera siguiente: Primero, se coloca la etiqueta con la parte escrita mirando hacia la hacia las paredes del recipiente, y de inmediato se desliza hasta el fondo del mismo. Luego se introduce un tapón de algodón absorbente, el cual debe quedar en forma ajustada en la parte posterior de la etiqueta y a una altura de 1 cm (aproximadamente media pulgada) del fondo. A continuación, se satura el algodón con formalina al 5% hasta obtener una fina película del líquido en la superficie del mismo. Como segunda parte del proceso se prepara una tirilla de papel de filtro o papel toalla, lo suficientemente angosta para deslizarla dentro de la cápsula y con un largo de unos 5 cm (unas 2 pulgadas). La tirilla se humedece con formalina al 5% y luego con un pincel de pelo de camello se transfieren, uno a uno, los huevos al centro de la misma. El tercer punto, consiste en doblar un extremo de la tirilla (no debe tener huevos) dos o tres veces, de tal manera que el largo de la parte doblada debe ser menor que el diámetro del frasquito. Una vez hecho esto se introduce la tirilla por la parte doblada dentro del recipiente y al hacer contacto con el algodón se hace un poco de presión sobre el mismo al tiempo que el resto de la tirilla se pega contra la pared del frasquito en donde se mantendrá por efectos de la humedad presente. Como cuarto y último punto, el frasquito se cierra con un tapón de neopreno en la forma usual. NO LLENE LA CARPULA CON FORMOL; bastan los vapores para matar y preservar los huevos.

Después que todos los huevos han sido procesados en la forma antes descrita, se pasa entonces a hacer los registros correspondientes en la tarjeta de colección, los cuales se incluyen sección SUBLOTES, para ello coloque una

marca (✓) en la columna bajo la H (huevos), en la línea correspondiente al número del sublote. Si se trata del número del lote solamente, se usa entonces la línea para el sublote -1. El material se empaca y almacena de acuerdo a las instrucciones que se dan en el siguiente capítulo.

EMBALAJE, ALMACENAJE Y TRANSPORTE

ALMACENAJE. Todos los adultos preservados, los materiales y útiles usados en su procesamiento deben almacenarse en una caja o gabinete seco y a prueba de plagas, para protegerlos de hongos, hormigas y especialmente psócidos. Un armario de madera con agujeros para ventilación, de la parte superior, con un bombillo de bajo voltaje (7, 5, o 15 watts) en el fondo, para mantener seco el ambiente y con las patas dentro de tarros o potes con aceite, llena los requerimientos indicados. La temperatura dentro del gabinete no debe exceder a los 40 C (104 F). En caso de que se observen psócidos se debe aplicar liberalmente "Dri-Die" o naftalina en escamas, como también se puede colocar una pequeña caja destapada que contenga cristales de timol. No se deben utilizar insecticidas tales como DDT y BHC. Si no hay un gabinete a prueba de humedad se deben utilizar pequeñas bolsitas con sílica para almacenar el material.

Las cápsulas de gelatina con adultos, se almacenan en las mismas cajas de cartón en que vienen embaladas, agregándoles encima una capa de algodón escarmenado con el propósito de evitar su movimiento. No se debe ejercer presión alguna cuando se cierre la caja, pues existe el peligro de quebrar las cápsulas. Las cápsulas vacías deben almacenarse en un gabinete secador. Las cajitas plásticas con los adultos es conveniente empacarlas en cajas de un tamaño apropiado y cualquier espacio que quede entre las cajitas y la paredes de la caja de cartón deben rellenarse con algodón escarmenado o papel aovillado, para evitar el movimiento de las mismas. Las cajitas plásticas vacías deben mantenerse cerradas y guardadas en el gabinete secador. El papel toalla, higiénico, los cuadrados de papel para las cajitas plásticas, así como la tela de nylon también se guardan en el gabinete secador.

Las cárpulas de vidrio que contienen los especímenes y todos los otros recipientes de vidrio con alcohol etílico, se almacenan en un lugar fresco, nunca en el gabinete secador y se empacan en cajas de cartón o se envuelven en papel toalla en grupos de 20 a 50. Los frasquitos plásticos con alcohol se deben sellar con cintas papel transparente engomado o esparadrapo para evitar la evaporación y se empacan en cajas de cartón pequeñas.

EMBALAJE Y DESPACHO. El material debe enviarse tan pronto como sea posible para su procesamiento final y montaje. Es más conveniente enviar pequeños pequetes cada vez, que dejar que se acumule una gran cantidad. La tarjeta de colección debe incluírse junto con los especímenes y la letra de código debe indicarse claramente.

Es muy importante que el material se embale cuidadosamente pues de otra manera se corre el riesgo de que se arruine gran parte del mismo. El embalaje debe hacerse en cajas de cartón corrugado, interiormente forradas con láminas de espuma plástica (styrofoam). Todo el material que va ser enviado debe primero embalarse cuidadosamente en pequeñas cajetas de cartón siguiendo las indicaciones que se dan a continuación. En primer lugar, las cajas deben examinarse, para ver si hay espacio libre debido a la falta de recipientes que

se puedan haber perdido, dichos espacios se deben rellenar con algodón o papel aovillado para en esta forma evitar todo movimiento en el interior de las cajetas, pero evitando igualmente que el material quede extremadamente ajustado. Luego se sellan las cajetas con cintas de papel engomado y se colocan en la caja que se van a enviar. Los espacios vacíos dentro de la caja se rellenan con papel o paja de embalar. Suficiente material de relleno debe ponerse en la parte superior de la misma, de tal forma que al taparla haya que hacer cierta presión para que la tapa llegue a su lugar. La tapa debe sellarse con papel engomado y la caja debe cubrirse con papel de envolver.

Si se van a enviar especímenes montados en cajas "Schmitt" o de otro tipo, éstas deben embalarse en cajas de cartón corrugado forradas interiormente con láminas de 2 pulgadas de ancho de esponja plástica (poliuretano). Los alfileres deben estar muy bien asegurados a la caja y ésta no debe contener cristales o escamas de ningún material fumigante. Si los ejemplares están montado en triangulitos de papel muy largos, se deben poner alfileres a cada lado de todas las puntas, para evitar que aquellos se doblen o se muevan mucho y pueda, por lo tanto, dañarse el mosquito.

Si no se dispone de cajas especiales para el embalaje, se puede usar cualquier caja de cartón corrugado, fuertemente forrada por todos los lados interiores una capa de unas dos pulgadas de espesor de papel aovillado u otro material de embalaje. Dentro de esta caja se coloca una más pequeña, debidamente sellada, que contiene el material empacado como se describió antes. Nunca se deben usar cajas de paredes débiles y el material de embalaje debe aplicarse liberalmente, pues solo así se disminuye el riesgo de que el paquete y su contenido se aplaste.

Todos los paquetes deben enviarse por via aérea, preferiblemente como servicio de paquetes postales. En caso de que se vayan a hacer varios envíos a la vez, su despacho como carga aérea resulta más económico; pero como esto puede requerir una serie de trámites de aduana y ante otras oficinas gubernamentales, puede resultar que en último analisis el resultado sea más oneroso. Todos los paquetes deben llevar claramente marcado el destinatario y su dirección, así como el remitente y la inscripción siguiente: "Material preservado para estudio científico. Sin valor comercial."

ESQUEMA DE LOS PROCEDIMIENTOS

El esquema que sigue y que recoge los procedimientos descritos en el presente trabajo, para el tratamiento de material de mosquitos desde que se le captura hasta que se le mata y preserva, no incluye los detalles envueltos en las operaciones de muerte y preservación; pues el propósito que se persigue es presentar una perspectiva general de los procedimientos y no una guía sistemática de los mismos. Los [corchetes] indican que la operación es opcional, pero deben ponerse en práctica siempre que sea posible.

Colección de Adultos

Para matarlos inmediatamente después de la captura:
- Tubo o frasco para matar (campo)
- Colóquelos en una taza o frasquito plástico con papel higiénico (campo)
- Consérvelos en cajitas plásticas (la mayoría de los mosquitos) (laboratorio)

Presérvelos en alcohol (mosquitos de cuerpo blando, hembras grávidas que no se dejan para postura) (laboratorio)

Hembras que se dejan para la cría de progenies:

Colóquelas en recipientes para postura (campo)

Transfiéralas a jaulas para postura (laboratorio)

Hembras grávidas: solución de azúcar

Hembras no grávidas: solución de azúcar, alimentación diaria con sangre

Cría de progenies

Preserve de 5 a 10 huevos en formalina o vapores de la misma.

Transfiera el resto de los huevos a un recipiente apropiado para el nacimiento de las larvas

Sométalos a desecación e hidratación las veces que sea necesario

Crías masivas en tazas plásticas: alimentación con polvo de bizcocho

Preserve las mudas y de 5 a 10 especímenes de cada instar

Preserve los adultos en cajitas plásticas

[Aislense 10 larvas en el cuarto instar para criarlas

Preserve las mudas de cada cría individual

Preserve los adultos en cápsulas de gelatina o en cajitas plásticas]

Colección de Pupas

No separadas por especies:

Aisle hasta 15 en frasquitos individuales para su cría (preferiblemente en el campo)

Separe otras 50 para su cría masiva

Preserve en alcohol las mudas, pupas muertas y adultos no viables

Conserve los adultos en cajitas plásticas

Preserve las pupas restantes

[Las seleccionadas por especies:

Aisle la mitad o hasta 10 de cada especie en frasquitos para crías individuales

Preserve los adultos en cápsulas de gelatina o en cajitas plásticas

La mitad se utiliza para cría masiva y la mitad restante se preserva (en alcohol)

Preserve los adultos en cajitas plásticas]

Colección de Larvas

Sepárelas por especies y póngalas en recipientes separados (si es posible en el campo; complétese en el laboratorio)

Asigne los sublotes y trate cada uno como sigue:

Aisle la mitad o hasta 10 larvas en el cuarto instar en frasquitos individuales para su crianza (en el campo si es posible; se termina en el laboratorio)

Críelas hasta que nazca el adulto

Preserve todas las mudas y las larvas y adultos no viables en alcohol

Preserve los adultos en cápsulas de gelatina o en cajitas plásticas

Preserve 20 larvas adicionales del cuarto instar en alcohol

El resto de las larvas en el cuarto instar se crian masivamente

Siga el procedimiento especial para las formas carnívoras

[Preserve hasta 10 pupas en alcohol]

Críe las restantes hasta el estado adulto, preserve las mudas
Preserve los adultos en cajitas
Larvas jóvenes que no se han podido separar por especies
Críe las formas no carnívoras en el recipiente original hasta que alcancen el cuarto instar, luego proceda como se indicó anteriormente
Críe las formas que se sospechen sean carnívoras en recipientes separados

Colección de Huevos

Coleccionados y puestos en frasquitos plásticos (campo)
Transfiéralos al recipiente apropiado para incubarlos (laboratorio)
Coleccionados en y junto con material seco (campo)
Transfiéralos a una taza plástica, póngales agua y una tableta de vitamina C (laboratorio)
Sométalos a desecación e hidrataciones sucesivas, varias veces (laboratorio)
Críe las larvas hasta la forma adulta siguiendo el procedimiento descrito en Colección de larvas

GLOSARIO

Lo que sigue es una lista en orden alfabético del equipo y útiles que se usan en las investigaciones de mosquitos, así como también, algunas explicaciones de términos especiales y problemas mencionados en el trabajo. No se ha tenido la intención de que la lista sea exhaustiva. En publicaciones tales como: Belkin (1962: 67-82), Carpenter y La Casse (1955: 3-5), Forattini (1962: 185-302, 593-642), Horsfall (1955), Howard, Dyar y Knab (1913: 106-185), King et al (1960: 11-17, 23-28), Matheson (1944: 80-86), Russell et al (1963: 283-361) y Trembley (1955), así como también en las referencias específicas que se dan en el texto, se encuentra mucha información referente a equipo, métodos de colección y de cría y de habitat de mosquitos. De nuevo queremos insistir que los métodos existentes deben adaptarse a las condiciones locales y que técnicas nuevas deben ensayarse.

Para el propósito de las referencias en esta traducción al Español los equivalentes en Inglés se presentan en su correspondiente orden alfabético y también se incluyen a continuación de los término en Español.

La mención de ciertos productos, casas manufactureras y distribuidores no quiere decir que los mismos sean específicos, productos similares e igualmente satisfactorios pueden encontrarse en otras partes.

Aerial net-RED ENTOMOLOGICA

ALGODON (Cotton, cotton wool). Se debe usar algodón absorbente, estéril de la mejor clase. Si está muy compacto, se le debe escarmenar antes de usarlo en los frasquitos, cárpulas y cajitas plásticas. Motas o bolas de algodón empacadas en bolsas plásticas son también convenientes, pero por lo regular están demasiado compactas para ser usadas directamente.

ALGODON EN LAMINAS (Cellucotton). Cualquier clase de algodón absorbente empacado en láminas, livianas y con superficies lisas, puede usarse para proteger y preservar mosquitos en las cajitas plásticas. Si no se encuen-

tra el tipo usado en Entomología, las motas o tapones para cirugía y trabajos dentales, prestan igual servicio. Se le debe cortar en pequeñas láminas cuadradas que quepan exáctamente dentro de las cajitas plásticas para evitar que los especímenes se trasloquen. Debe almacenársele en un lugar seco, libre de hongos, preferiblemente dentro de bolsas plásticas con "sílica gel."

ALIMENTOS PARA LARVAS (Larval food). Las crías individuales y masivas de larvas en el último instar coleccionadas en el campo, no requieren más alimento que el presente en el agua en la cual fueron coleccionadas y en el concentrado obtenido. Sin embargo, las crías masivas de progenies y de estadios juveniles coleccionados en el campo es necesario alimentarlas con regularidad, de preferencia añadiendo una pequeña cantidad del alimento dos veces al día. El bicozcho para perros, "laboratory chow" u otros alimentos secos para perro, finamente molidos, pueden servir para este fin. Para las larvas que se alimentan en la superficie, el alimento debe espolvorearse sobre la superficie; para las que se alimentan en el fondo, se prepara una mezcla con agua y alimento y luego se le coloca con un gotero en el fondo del recipiente. También se pueden usar pequeñas cantidades de levadura como se específica en el texto. Hemos encontrado que polen seco o vivo de varias flores y gramíneas son un alimento muy efectivo para formas difíciles de criar que viven en charcos temporales y en partes de plantas donde se almacena el agua.

ALTIMETRO (Altimeter). El altímetro de compensación manual manufacturado por Lufft Instruments y distribuidos por Watrous & Co., Inc., 110 East 23rd St., N. Y. 10010, es muy conveniente para llevarlo al campo. Se prefiere el modelo con la escala métrica.

AMBROID. Es un cemento líquido, comercial, manufacturado por Ambroid Co., Inc., Boston, Massachusetts. Es un excelente material para pegar los mosquitos adultos a los triangulitos de cartulina. El solvente de este material es acetona, la cual se deja evaporar y se reemplaza por acetato de etilo antes de usar el cemento.

Aquatic net-RED ACUATICA

ASPIRADOR (TUBO DE SUCCION) (Aspirator, suction tube). Aspiradores cómodos y prácticos pueden hacerse usando tubos de plásticos acrílicos de 12.5 mm O.D. de más o menos 30 cm de longitud, provistos de un tapón de caucho horadado de 9 mm O.D. o un pedazo de tubo plástico cubierto con una malla fina de nylon (véase tejidos de nylon) y un tubo de caucho corriente de 60 cm de longitud y 12.5 mm O.D. Si se quiere obtener el aspirador con el extremo ahusado, el tubo plástico se calienta sobre una plancha (no se sobre llama), luego se estira hasta obtener el diámetro apropiado y se corta en la región estirada con una cegueta o una lima.

Battery pipette-PIPETA DE BATERIA

BOLSAS PLASTICAS (Plastic bag). Bolsas plásticas de las que se usan para empaquetar alimentos (12 x 24 pulgadas) son muy convenientes para almacenar muestras de suelo y material varios que contengan huevos.

BOMBA PARA MOSQUITOS (Mosquito pump). Las bombas de fabricación casera son muy útiles para coleccionar estadios juveniles en cuevas de cangrejo, hueco en los árboles y otros habitats limitados que contienen considerable cantidad de agua. Hemos encontrado, que los dos tipos que se describen, uno grande y otro pequeño, dan excelentes resultados. Para cualquiera de los dos tipos se puede usar una pera de goma con una sola salida o abertura de succión o compresión (doble acción) y de más o menos 90 ml (3 oz) de capacidad. Tipo pequeño: la cámara o depósito de la bomba consiste en una botella de leche

rectangular de 2 litros (2 quart) de capacidad. La pera de goma se une con un pequeño pedazo de tubo plástico a un tubo de cobre de 9 mm (3/8 pulgada), el cual ha sido previamente insertado, cubriéndolo en parte con un pedazo de tubo de caucho, en un orificio de la dimensión apropiada que se ha perforado en la botella de leche. Un tubo de caucho de 12 a 25 mm (1/4 o 1/2 de pulgada) de diámetro y de 1 a 2 metros (3 a 6 pies) de longitud se acopla a un anillo o sección de tubo de aluminio, que se fija a la boca de la botella, por medio de un tapón de goma horadado. Tipo grande: la cámara o depósito es una jarrafa plástica (Jerry can) de 9.5 litros (2.5 galones) de capacidad con un orificio adicional para ventilación. La pera de goma se une al orificio de ventilación de la jarrafa a través de un tubo de cobre similar al que se describió anteriormente, pero el cual no hay necesidad de cubrirlo, para introducirlo al orificio. El tubo largo se fija como en el caso de la bomba pequeña, a la boca de la jarrafa. Ambas bombas se operan con la pera de goma. Debe tenerse cuidado de no sobrellenar la cámara, ni de que se introduzcan desperdicios dentro de la pera. Bombas más pequeñas para coleccionar en las axilas de las hojas pueden accionarse con la boca.

Cages-JAULAS

CAJITAS PLASTICAS (Pillboxes). Muchos tipos diferentes de cajas, de cartón y de metal se han usado para almacenar y conservar mosquitos; pero las más satisfactorias, uniformes, poco costosas y de fácil consecución, son las de poliestireno, usadas en el comercio para el empaque de píldoras y pastillas y otros productos parecidos. Hemos encontrado, que dos tipos de cajitas cuadradas, manufacturadas por Bradley Industries, Inc., 1650-58 N. Damen Ave, Chicago, Illinois 60647, son excelentes para el propósito señalado. Ellas son las siguientes: Caja No. 1 (3/4 x 3/4 x 5/8 pulgadas) para adultos criados individualmente y la caja No. 3 (1 11/16 x 1 11/16 x 9/16 pulgadas) para adultos obtenidos en las crías masivas. Véase PLASTICOS DE POLIESTIRENO para las precauciones que deben observarse con respecto al uso de varios solventes.

CAPSULAS DE GELATINA (Gelatin capsules). Son excelentes para guardar temporalmente los mosquitos adultos que se obtienen de las crías individuales. Estas cápsulas no deben humedecerse, y por lo tanto se les debe almacenar en un lugar fresco y seco, libre de hongos y plagas. Los distribuidores farmacéuticos y droguerías en todo el mundo las venden en cajas originales de 100 unidades. Las No. 1 de Park, Davis, & Co. sirven para guardar mosquitos de casi todas las tallas, pero es conveniente disponer de otros tamaños, desde la No. 000 (las más grandes) hasta la No. 5 (las más pequeñas). Bajo condiciones de mucha humedad no son prácticas y se les debe sustituir por cajitas plásticas.

CARPULA DE VIDRIO (Shell vial, procaine tube or cartridge). Los recipientes más apropiados para preservar especímenes en alcohol o en formalina tubitos de vidrio con tapones de neopreno. Estos son más convenientes que los tubitos o cárpulas de procaine usadas antiguamente. Con el uso del tapón de neopreno, prácticamente no hay evaporación, permitiendo ello el almacenar o guardar las cárpulas con alcohol en lugares secos. Las cárpulas del vidrio se pueden hacer mediante pedido a cualquier firma comercial de fabricación de vidrios, ordenando el uso de tubos de vidrio corriente del modelo No. 2 de 8.75 mm de diámetro (8.55-8.95 mm) cortados a un largo de 64 mm. Los tapones de varios tamaños y clases pueden obtenerse de West Company, Phoenixville, Pennsylvania 19460. Para el diámetro antes indicado, se usa

el tapón para vidrio, diafrágma No. 5 o No. 6 de neopreno. La cárpula una vez llena, contendrá del fondo hacia arriba, lo siguiente: el espécimen(es), una motita suave de algodón, la etiqueta y el tapón. Es muy importante al cerrar la cárpula, el colocar una aguja de disección entre el tapón y la pared de la misma, con el propósito de liberar la presión interior y evitar con ello que el tapón salte. Una pequeña burbuja de aire puede quedar presente en la región superior de la cárpula, o sea entre el algodón y el tapón, pero nunca se deben dejar burbujas en la parte inferior, es decir, debajo del algodón, pues esto podría traer como consecuencia daños mecánicos a los especímenes, especialmente cuando se mueven las cárpulas durante su transporte.

Cellucotton-ALGODON EN LAMINAS

COCINILLA DE CAMPAÑA (Sterno stove). Se le usa para calentar el agua para matar las larvas y pupas en el campo. La más recomendable es la cocinilla portátil, que funciona quemando alcohol solidificado.

Collecting bag, equipped-MORRAL PARA COLECCION

Collecting containers-RECIPIENTES PARA COLECCION

Collection number (lot)-NUMERO DE COLECCION (LOTE)

Cotton-ALGODON

CRIA INDIVIDUAL (Individual rearing). Es la cría separada de un ejemplar de manera que el adulto obtenido se puede asociar con la muda de la pupa (crías de pupas) o con sus correspondientes mudas de larva y pupa (crías de larvas).

CRIA DE LARVA (Larval rearing). Véase CRIA INDIVIDUAL.

CRIA MASIVA O DE CONJUNTO (Mass rearing). Es la cría de varios individuos juntos en un mismo recipiente. Se reconocen tres tipos: (1) cría masiva de un lote: cuando se cría una colección completa sin separarla por especies; (2) cría masiva de sublote: consiste en criar un conjunto de individuos de una misma especie, identificados por el número de sublote; (3) cría masiva de progenie: comprende la incubación de los huevos de una hembra que se aisló para la postura y la cría de un conjunto de las larvas que nacen de esos huevos. La progenie está identificada con un número de sublote.

CRIA DE PROGENIE, SERIES (Progeny rearing, series). Es la cría que se obtiene a partir de la postura de una hembra. Se identifica con un número de sublote.

CRIA DE PUPAS (Pupal rearing). Véase CRIA INDIVIDUAL.

CUCHARON (Dipper). Se puede usar cualquier cucharón que tenga el mango hueco de modo que se le pueda insertar cualquier palo o caña. Es conveniente, pero no esencial, que el interior sea blanco (tampoco se necesita un mango muy largo). Muy práctico es el de aluminio o acero inoxidable de 8 oz (240 ml) de capacidad. Pequeños recipientes de varias clases, pocillos, tazas e incluso cucharas son útiles en muchos casos.

Dip net and bag-RED COLADORA Y BOLSA

Dipper-CUCHARON

ELEVADOR (Lifter). Instrumentos de dentistería (exploradores, espátulas, etc.) pueden usarse para transferir las mudas, las larvas y las pupas; los mismos, deben estar perfectamente pulidos, pues de lo contrario pueden estropearse los especímenes. No es recomendable el uso de ellos por personas poco experimentadas, en cuyo caso el uso de un gotero o de una pipeta pequeña es más seguro.

ELECTRICIDAD ESTATICA (Static electricity). Las cajitas y otros recipientes plásticos se cargan con electricidad estática, encontrándose dificulta-

des cuando se colocan los especímenes, pues estos son atraidos hacia las paredes del recipiente. Para descargar los recipientes se tocan las paredes interiores con un objeto metálico, como por ejemplo, unas tijeras pequeñas.

Emergence vial-RECIPIENTES PARA LA EMERGENCIA

Entomological forceps-PINZAS ENTOMOLOGICAS

ESPONJA PLASTICA. Véase POLIURETANO.

ESPUMA SINTETICA (Styrofoam). Es un material liviano, rígido y aislante que se vende en láminas de diferente espesor. Se recomienda como material de embalaje. También se le puede utilizar para hacer traillas para almacenar los frasquitos plásticos. Esto último se hace horadando un orificio del diámetro apropiado en la lámina, en el cual se introduce el frasquito.

FRASQUITO DE VIDRIO DE PERFUMERIA (Microvial, perfume vial). Son pequeñas botellitas de vidrio de 7.5 mm x 50 mm O.D. y 1 ml de capacidad (1/4 dracma) provistos con tapa de polietileno y comercialmente usados para embotellar muestras de perfume. Son excelentes para conservar especímenes pequeños; pero debido al reducido diámetro del cuello, se hace difícil introducir en ellos mudas grandes, por lo que no se les recomienda para su uso generalizado; en cambio se pueden emplear frasquitos de vidrio más grandes y sin cuello. Los descritos en primer término pueden obtenerse de Acme Vial and Glass Co., 4909 San Fernando Road West, Los Angeles, California 90039 (Acme long style patent lip vial, 1/4 dram, with AG 187 polyethylene stopper).

FRASQUITO PLASTICO (Plastic vial). Un frasquito transparente de poliestireno, con tapa de polietileno es un recipiente recomendable para crías individuales y, modificándole la tapa como recipiente para postura. Los de 5 dracmas (5/8 oz = 18.5 ml) y de 9 dracmas (1 1/8 oz = 33.3 ml) manufacturados por Thornton Plastic Co., 745 Pacific Ave., Salt Lake City, Utah 84104, son los más recomendables. Véase PLASTICOS DE POLIESTIRENO para las precauciones a tomar con respecto a varios solventes.

FRASQUITO PARA CRIAR LARVA (Pupation vial). Es un frasquito plástico transparente de 5 dracmas (18.5 ml) en donde se aisla una larva hasta que se transforme en pupa. Para especies muy grandes se usa el de 9 dracmas (33.3 ml). Deben estar cerrados con su tapa de polietileno.

FRASQUITO PARA POSTURA, JAULA (Oviposition vial, cage). Se hacen de la manera siguiente: se satura un pedazo de algodón absorbente con agua limpia y se le coloca, ajustado, en el fondo de un frasquito plástico de 9 dracmas (33.3 ml), de tal manera que alcance hasta una altura aproximada de 12 mm (1/2 pulgada). Se corta una tirilla de papel toalla o de filtro de unos 2 cm (3/4 de pulgada) de ancho y 6.2 (2 1/2 pulgadas) de largo y se le hace un dobles de 1.2 cm (1/2 pulgada) en uno de los extremos. La tirilla se introduce dentro del frasquito por el extremo doblado, hasta que toque algodón; entonces, toda la tirilla se pega a la pared del recipiente y se le deja caer una gota de agua encima, para que se adhiera al vidrio. El exceso de humedad de las paredes interiores se quita con papel de filtro, después de lo cual se le cierra con tapa de polietileno. Más tarde, en el laboratorio, el frasquito se puede convertir en una jaula plástica (véase JAULAS) poniéndole una tapa con cedazo de tela de nylon, en vez de la tapa de polietileno, la cual se coloca sobre el cedazo y encima del algodón humedecido con solución azucarada.

Gelatin capsules-CAPSULAS DE GELATINA

Grease pencil (china and glass, wax)-LAPIZ GRASO O DE CERA

Holding vial-RECIPIENTE DE MANTENIMIENTO

Individual rearing-CRIA INDIVIDUAL

JAULAS (TAZA PLASTICA, FRASQUITO PARA POSTURA, DE FRASQUITO PLASTICO) (Cages). Cualquier clase de recipiente plástico, de vidrio o de cartón, puede convertirse en una jaula si se le adhiere una tapa con cedazo. Se recomienda en uso de frasquitos plásticos para hacer jaulas pequeñas; las grandes se hacen con tazas plásticas.

JAULA DE FRASQUITO PLASTICO (Plastic vial cage). Se hacen con frasquitos plásticos. A la tapa de polietileno se le corta la parte central y con el anillo que queda, se asegura un pedazo de tela de nylon a la boca del frasquito. Véase PLASTICOS DE POLIESTIRENO para las precauciones a tomar con respecto a varios solventes.

JAULA DE TAZA PLASTICA (Plastic cup cage). Se hacen cortando la parte central de la tapa de polietileno y usando el anillo que queda, para asegurar un cedazo de tela de nylon a la boca de la taza. En el centro del cedazo se cortan dos ranuras en ángulo recto y lo suficientemente anchas como para permitir el paso de un aspirador; esta abertura se cierra con un tapón de algodón.

Killing tube, jar-TUBO O FRASCO PARA MATAR MOSQUITOS

LACTOFENOL (Lactophenol). La mezcla de una parte de fenol (ácido carbólico absoluto), una parte de ácido láctico absoluto, 2 partes de glicerina y una parte de agua se una comunmente para matar y preservar larvas y pupas y mudas (Hopkins y Mattingly 1952: 30-31). El material así preservado se deshidrata muy difícilmente y por ello es dificultoso hacer montajes permanentes en euparal o bálsamo; por lo tanto, el uso rutinario de lactofenol no se recomienda.

LAPIZ GRASO O DE CERA (Grease, china or wax pencil). Lápices para marcar sobre vidrio y plástico. Las marcas se les puede borrar fácilmente con algodón.

Larval food-ALIMENTOS PARA LARVAS

Larval rearing (see Individual rearing)-CRIA DE LARVA

Lifter-ELEVADOR

LOTE (Lot). Número asignado a una colección completa. Véase NUMERO DE COLECCION.

Mass rearing-CRIA MASIVA O DE CONJUNTO

Microvial (Perfume vial)-FRASQUITO DE VIDRIO

MORRAL PARA COLECCION (Collecting bag, equipped). En los viajes de colección debe siempre llevarse un morral de colección de lona gruesa y fuerte (el "U. S. Army or Marine Corps musette bag" is muy conveniente), equipado con lo siguiente: tarjetas de colección, cuaderno de notas o libreta de campo, mapas, altímetro, termómetro, lupa, lápices, pinceles de pelo de camello, lápiz graso, etiquetas, papel higiénico, toallas de papel, tijeras pequeñas, pinzas, escalpelos, navaja, machete, linterna de batería, una palilla o cuchara de albañil, liviana y un par de botas plásticas o de goma.

Mosquito pump-BOMBA PARA MOSQUITOS

NUMERO DE COLECCION, LOTE (Collection number, lot). Es el número que se le da a cada colección y el cual identifica todos los especímenes de la misma. Se le divide en sublotes para separar diferentes especies dentro de una misma colección (o hembras individuales para criar sus progenies) y numeros individuales que identifican cada cría individual.

Nylon netting-TEJIDOS DE NYLON

Oviposition vial, cage-FRASQUITO PARA POSTURA, JAULA

PAPEL HIGIENICO (Tissue paper). Es un papel suave, absorbente, blando (kleenex o papel de baño) que se usa para hacer las tirillas de papel que van

dentro de los tubos con cloroformo o para protección de los adultos guardados en los recipientes plásticos.

PAPEL RESISTENTE A LA HUMEDAD (Wet strength paper). Los discos para posturas y para que se fijen los estadios juveniles de Mansonia, deben cortarse de papel crespón fuerte, resistente a la humedad y que se puede obtener de las papelerías de las grandes ciudades. Se le usa para envolver, y está tratado con pequeñas cantidades de resinas sintéticas para reducir la absorción de agua. Si no se consigue papel de este tipo, puede usarse papel toalla ordinario.

PAPEL TOALLA (Paper toweling). Para el almacenaje y preservación de mosquitos en cajas plásticas, debe usarse solamente papel toalla casero del que viene en rollos (Scott towels o productos similares). Corte el papel en cuadrados que quepan exactamente dentro de las cajitas plásticas, para evitar que los especímenes se trasloquen. El papel debe guardarse en un lugar seco, libre de plagas y hongos. Las tiras de papel que se usan en los recipientes para posturas deben hacerse de un papel más grueso, como el de las toallas de papel para secarse las manos, que también sirve para hacer los discos a los cuales se fijan los estadios juveniles de Mansonia.

Paper toweling-PAPEL TOALLA

Pillboxes-CAJITAS PLASTICAS

PINZAS ENTOMOLOGICAS (Entomological forceps). Son pinzas muy livianas, de poca presión, con el extremo en forma de espátula (como las ofrecidas por Ward's C310 o Turtox 110A 435), que se usan para transferir los adultos en los procesos de almacenaje y preservación. Al tomar los mosquitos con las pinzas, estos deben asirse siempre por las patas.

PIPETA DE BATERIA (Battery pipette). De los hidrómetros de batería de carros que se encuentran en el comercio, se pueden hacer pipetas excelentes para coleccionar en las axilas de las hojas, flores, brácteas y pequeños huecos en los árboles. El elemento del hidrómetro se descarta y se corta el reborde y los nódulos internos del tapón de goma. El tubo rígido de goma se sustituye por uno de plástico acrílico de 9 mm O.D. el cual se reduce en diámetro en la forma como se indica en ASPIRADOR. El tubo plástico se inserta a través del tapón de goma de tal manera que su extremo interno coincida con el extremo terminal del tapón de goma dentro de la pipeta.

PIPETA, GOTERO (Pipette, medicine dropper). Una gran variedad de pipetas se pueden usar para la colección y transferencia de los estadios juveniles. Para el trabajo en el campo recomendamos pipetas con pera de caucho de 30 ml (1 oz) de capacidad y unos 15 cm (6 pulgadas) de longitud y con un tubo plástico acrílico de 9 mm (3/8 pulgadas). El extremo del tubo se adelgaza como se indicó en ASPIRADOR. Pipetas más pequeñas pueden hacerse con tubo de vidrio de 6 mm (1/4 pulgada) y pera de caucho de 10 ml. Son muy útiles las pipetas goteros de polietileno, la punta de las cuales se puede cortar con tigeras. Goteros ordinarios con el extremo cortado y pulido a la llama se recomiendan para el traslado de mudas, larvas y pupas. Véase también PIPETA DE BATERIA.

Pipette, medicine dropper-PIPETA, GOTERO

PISETA, BOTELLA LAVADORA (Squeeze, wash bottle). Una botella plástica de polietileno con un tubito plástico por el cual se expulsa el líquido, cuando se aprieta la botella, es muy útil para llenar las cárpulas de vidrio con alcohol. Nunca se debe apuntar el chorrito de alcohol directamente contra los especímenes.

Plastic bag-BOLSA PLASTICA

Plastic cup, cage-JAULA DE TAZA PLASTICA

PLASTICOS DE POLIESTIRENO (Polystyrene plastic). Paradiclorobenceno, cloroformo, acetato de etilo y numerosos solventes orgánicos, disuelven el poliestireno; por lo tanto, debe tenerse cuidado de que estos solventes no entren en contacto directo con recipientes y otros útiles de este material.

Plastic sorting containers-RECIPIENTES PLASTICOS PARA SEPARAR Y SELECCIONAR

Plastic vial-FRASQUITO PLASTICO

Plastic vial cage-JAULA DE FRASQUITO PLASTICO

Plastic water can (Jerry can)-RECIPIENTE PLASTICO PARA AGUA

POLIURETANO, ESPONJA PLASTICA (Polyurethane). Es un material plástico, esponjoso, que se expende en láminas de diferente espesor y que se usa mucho en tapicería. Se le recomienda como material de embalaje para el envio de cajas con mosquitos montados.

Polystyrene plastic-PLASTICOS DE POLIESTIRENO

Polyurethane-POLIURETANO

Progeny rearing (series)-CRIA DE PROGENIE

Pupal rearing (see Individual rearing)-CRIA DE PUPAS

Pupation vial-FRASQUITO PARA CRIAR LARVAS

Racks-TRAILLAS

Rearing containers-RECIPIENTES PARA CRIA

RECIPIENTES PARA COLECCION (Collecting containers). Una variedad de recipientes de plástico, de vidrio y de cartón han sido usados satisfactoriamente para la cría, transporte y almacenaje de los estadios juveniles. Los recipientes altamente elaborados y con tapones ventilados (Russell et al 1963: 290) no son necesarios. Nosotros recomendamos el uso de TAZAS PLASTICAS (véase el aparte bajo ese título), las cuales son livianas, poco costosas y se pueden agrupar en pilas cuando están vacías. Véase también RECIPIENTES PLASTICOS PARA SEPARAR Y SELECCIONAR.

RECIPIENTES PARA CRIA (Rearing containers). Recipientes plásticos, de vidrio o de cartón de varios tipos y tamaños se han usado satisfactoriamente para la cría de estadios juveniles. Recomendamos las TAZAS PLASTICAS para crías masivas y FRASQUITOS PLASTICOS para crías individuales.

RECIPIENTES PARA LA EMERGENCIA DE ADULTOS (Emergence vials). Recipientes plásticos de 5 dracmas de capacidad, son los usados para criar pupas de especies pequeñas o medianas hasta la emergencia del adulto. Para especies grandes se usa el de 9 dracmas. Estos recipientes deben estar siempre cerrados con sus correspondientes tapas de polietileno.

RECIPIENTES DE MANTENIMIENTO (Holding vial). Son para los adultos que están en el período de endurecimiento (24 o 48 horas). Se les hace de la manera siguiente: un pedazo de algodón absorbente se satura con agua limpia y se le coloca, apretándolo fuertemente, en el fondo en un frasquito plástico de 5 dracmas hasta que alcance un nivel de unos 12 mm (1/2 pulgada). En el caso de especímenes grandes debe usarse el frasquito de 9 dracmas. El recipiente se debe mantener siempre cerrado con una tapa de polietileno. Si hay condensación de vapor de agua dentro del recipiente se sustituye la tapa por una malla fina de nylon. Un procedimiento más sencillo que el descrito anteriormente para mantener los adultos vivos es el siguiente: Primero transfiera el adulto a un frasquito plástico limpio. Luego, corte una tira de papel toalla o papel de filtro, similar a la que se usa en el frasquito para postura (véase el aparte correspondiente), solamente que es algo más pequeña. A con-

tinuación humedezca un extremo de la tira, inserte el mismo dentro del frasquito y sujete el otro extremo bajo la tapa, de manera que esta parte permanezca en la parte posterior.

RECIPIENTE PLASTICO PARA AGUA (Plastic water can, jerry can). Un recipiente o jarrafa plástica (de polipropileno) de 20 litros (5 galones) de capacidad, utilizado para almacenar agua, debe llevarse siempre a los viajes de campo. El mismo se debe llenar con agua limpia que servirá para lavar los recipientes, los criaderos y para la selección del material, también se puede llenar con agua de manantiales o arroyos, filtrándola previamente con una red coladora.

RECIPIENTES PARA LA SELECCION (Sorting containers). Una gran variedad de recipientes se usan para seleccionar los estadios juveniles en el campo (bandejas esmaltadas, cubetas metálicas, etc.); pero recomendamos las de tipo plástico, que son más livianas. Véase RECIPIENTES PLASTICOS PARA SEPARAR Y SELECCIONAR.

RECIPIENTES PLASTICOS PARA SEPARAR Y SELECCIONAR (Plastic sorting containers). Recipientes plásticos de varias formas (baldes, cubetas, platones, bandejas, etc.) de polietileno o polipropileno son muy útiles para seleccionar y separar las colecciones en el campo y en el laboratorio.

RED COLADORA Y BOLSA (Dip net and bag). El aro puede ser de un modelo clásico para red, de acuario o hecho a mano con un alambre común, con 15 cm (6 pulgadas) de diámetro. La bolsa se debe hacer de tejido de nylon fino (véase TEJIDOS DE NYLON), o de seda (No. 0), la cual se cose con una banda de muselina para introducirla al aro. La profundidad de la bolsa no debe exceder de 10 cm y su extremo libre debe ser redondeado y no agudo.

RED PARA COLECCIONAR EN EL AGUA (Aquatic net). Varias clases de redes con marcos circulares, triangulares o cuadrados pueden usarse para estos fines. La bolsa de la red debe siempre ser de nylon de malla fina (véase TEJIDOS DE NYLON).

Screen top-TAPA CON CEDAZO

Shell vial, glass (procaine tube or cartridge)-CARPULA DE VIDRIO

SIFON (Siphon). Un tubo largo de caucho o goma puede usarse como sifón para sacar agua de criaderos localizados por encima del suelo. Para que se inicie el paso del agua desde el criadero al recipiente de colección, se coloca un extremo del tubo dentro del agua del criadero y por el otra se succiona con la boca hasta que comience a salir el agua; luego, este último se le pone dentro del recipiente, el cual debe estar a un nivel más bajo que el criadero.

Siphon-SIFON

Sorting containers-RECIPIENTES PARA LA SELECCION

Squeeze bottle, wash-PISETA

Static electricity-ELECTRICIDAD ESTATICA

Sterno stove-COCINILLA DE CAMPAÑA

Styrofoam-ESPUMA SINTETICA

Sublot-SUBLOTE

SUBLOTE (Sublot). Es una subdivisión de una colección (lote) que comprende todos los individuos de una misma especie o hembras individuales para cría de progenies (véase NUMERO DE COLECCION).

Suction tube (see Aspirator)-TUBO DE SUCCION

TAPA CON CEDAZO (Screen top). Se preparan cortando el disco central de la tapa de polietileno y con el anillo que queda, se fija la tela de nylon al recipiente. Cuando sea necesario alimentar los mosquitos con sangre, se debe usar un nylon más ordinario, es decir de malla menos tupida, en las otras circunstancias se debe usar el más fino.

TAZA PLASTICA (Plastic cup). Los recipientes más prácticos para colección y para crías masivas son las tazas de poliestireno blanco opaco, con tapas de polietileno, de las que se usan en el comercio para empacar alimentos y como recipientes refrigeradores domésticos. Estos envases son poco costosos (más baratos que los de papel o cartón encerado), versátiles, ocupan poco espacio (para almacenarlos cuando están vacíos) y sirven también para utilizarlos en el campo. Las de 15 oz (450 ml) (medium impact cup HP 1215 MB) con tapa de polietileno (HP 200), manufacturadas por Highland Printers and Plastic Molders, 965 North Fair Oaks Ave., Pasadena, California 91103, han sidos usada durante varios años y han dado resultados muy satisfactorios. Véase PLASTICOS DE POLIESTIRENO para las precauciones a tomar con los varios solventes. Un recipiente cilíndrico de una pinta (0.453 lt), en los que se expende helados, encaja muy bien en el reborde interno de la taza plástica, y quitándole el fondo y poniéndole un cedazo de tela de nylon, puede usarse como jaula.

TEJIDOS DE NYLON (Nylon netting). Tela de nylon es la preferida para hacer redes y los cedazos de las tapas para las jaulas. Para redes se usa la malla fina (17 por mm = 42 por pulgada). Para las tapas debe usarse una malla menos fina (10 por mm = 25 por pulgada) para que los mosquitos se puedan alimentar través de la misma.

Tissue paper-PAPEL HIGIENICO

TRAILLAS (Racks). Traillas para sostener los frasquitos plásticos se pueden hacer horadando huecos del diámetro apropiado, en listones o planchas de espuma sintética (Styrofoam), en los que se colocan los frasquitos.

TUBO DE SUCCION (Suction tube). Véase ASPIRADOR.

TUBO O FRASCO PARA MATAR MOSQUITOS (Killing tube, jar). Cloroformo es el agente preferido para matar los mosquitos adultos, pero también puede usarse acetato de etilo. El cianuro no se recomienda para uso general. Los tubos de cloroformo se preparan con tubos de ensayo de vidrio de 25 mm por 200 mm (nunca se deben usar tubos plásticos). El fondo de los mismos se rellena, hasta una altura de 20 a 25 mm (1 pulgada o menos), con una esponja de caucho o con tiras de caucho cortadas en pedacitos. El caucho se satura con cloroformo y se cubre con un pedazo de papel ordinario aovillado (no debe ser absorbente), que se coloca a una altura de 12-15 mm (cerca de 1/2 pulgada) del mismo, el papel se tapa a la vez con un disco de papel secante blanco. Antes de cada viaje, se hecha cloroformo hasta que el caucho se hinche y se agregan 2 o 3 tiras largas de papel higiénico, para suministrar superficie a la que los mosquitos puedan adherirse. Estas tiras de papel deben reemplazarse tan pronto se humedezcan. Cualquier exceso de cloroformo, así como la humedad dentro del tubo, debe eliminarse completamente. Se le debe mantener tapado con un corcho ordinario. Una cinta de tela adhesiva alrededor de la base y de la boca del tubo, disminuye las posibilidades de que se quiebre. Cuando el agente activo es acetato de etilo, se pone una capa de yeso en vez de caucho, y papel secante. Un frasco para matar mosquitos se prepara colocando bolas de algodón saturado con cloroformo o acetato de etilo, en un frasco de boca ancha. La red con los mosquitos se mete dentro del frasco (cuidando de que no toque el algodón), que se tapa por unos pocos minutos. Frascos permanentes de este tipo no son necesarios.

Wet strength paper-PAPEL RESISTENTE A LA HUMEDAD

REFERENCIAS CITADAS

Bates, Marston
1944. Notes on the construction and use of stable traps for mosquito studies. Natl. Malarial Soc., J. 3: 135-145.

Belkin, John N.
1962. The mosquitoes of the South Pacific (Diptera, Culicidae). Vol 1. Berkeley, U. Calif. Press. 608 p.

Belkin, John N., R. X. Schick, P. Galindo y T. H. G. Aitken
1965. Mosquito Studies (Diptera, Culicidae) I. A project for a systematic study of the mosquitoes of Middle America. Amer. Ent. Inst., Contrib. 1(2): 1-17.
1967. Estudios sobre mosquitos (Diptera, Culicidae) I. Un proyecto para un estudio sistemático de los mosquitos de Meso-América. Amer. Ent. Inst., Contrib. 1(2a): 1-19. (Traducción por Pablo Barreto, Felipe J. Martín y Abdiel J. Adames.)

Bruce-Chwatt, Leonard J.
1964. A simple device for anesthetizing mosquitoes with carbon dioxide. Mosquito News 24: 222-223.

Carpenter, Stanley J. y W. J. LaCasse
1955. Mosquitos of North America (North of Mexico). Berkeley, U. Calif. Press. 360 p.

Earle, Walter C.
1949. Trapping and deflection of anopheline mosquitoes in Boyd, Mark F. Malariology. Philadelphia, Saunders. p. 1221-1231.

Forattini, Oswaldo P.
1962. Entomologia Medica. Vol 1. São Paulo, Faculdade de Higiene e Saude Publica. 662 p.

Gressitt, J. Linsley y M. K. Gressitt
1962. An improved Malaise trap. Pacific Insects 4: 87-90.

Holdridge, Leslie R.
1947. Determination of world plant formations from simple climatic data. Science 105: 367-368.

Hopkins, George H. E. y P. F. Mattingly
1952. Mosquitoes of the Ethiopian region. I.-Larval bionomics of mosquitoes and taxonomy of culicine larvae. Ed. 2. London, British Museum (Nat. Hist.). 355 p.

Horsfall, William R.
1955. Mosquitoes, their bionomics and relation to disease. New York, Ronald Press. 723 p.

Howard, Leland O., H. G. Dyar y F. Knab
(1913). The mosquitoes of North and Central America and the West Indies. Vol 1. Washington, Carnegie Inst. 520 p. (Carnegie P. 159).

King, Willard V., G. H. Bradley, C. N. Smith y W. C. McDuffie
1960. A handbook of the mosquitoes of the Southeastern United States. U.S.D.A. Agr. Handb. 173. 188 p.

Laurence, B. R., R. Page y S. A. Smith
1962. Laboratory colonization of Mansonia mosquitoes. B. Ent. Res. 53: 515-519.

Macdonald, William W.
1960. On the systematics and ecology of Armigeres subgenus Leicesteria (Diptera, Culicidae). Inst. Med. Res. Fed. Malaya, Studies 29: 110-153 (Malaysian Parasites XXXVIII).
Magoon, Estus H.
1935. A portable trap for capturing mosquitoes. B. Ent. Res. 26: 363-372.
Malaise, Rene
1937. A new insect-trap. Ent. Tidskrift 58: 148-160.
Marks, Elizabeth N.
1957. The subgenus Ochlerotatus in the Australian Region (Diptera: Culicidae) 1. Notes on classification, with description of a new species. Queensland U. Papers. Ent. 1: 71-83.
Matheson, Robert
1944. Handbook of the mosquitoes of North America. Ed. 2. Ithaca, Comstock Publishing Co. 314 p.
Mulhern, Thomas D.
1953. Better results with mosquito light traps through standardizing mechanical performance. Mosquito News 13: 130-133.
Russell, Paul F., L. S. West, R. D. Manwell y G. MacDonald
1963. Practical Malariology. London, Oxford U. Press. 750 p.
Shannon, Raymond C.
1939. Methods for collecting and feeding mosquitoes in jungle yellow fever studies. Amer. J. Trop. Med. 19: 131-140.
1943. Trinidad Government-Rockefeller Foundation: Malaria Annual Report of the Cooperative work in Trinidad and Tobago. Port-of-Spain, Government Printers.
Sudia, W. D. y R. W. Chamberlain
1962. Battery-operated light trap, an improved model. Mosquito News 22: 126-129.
Townes, Henry K.
(1963). Design for a Malaise trap. Ent. Soc. Wash., Proc. 64: 253-262.
Trembley, Helen L.
1955. Mosquito culture techniques and experimental procedures. Amer. Mosq. Control Assoc., B. 3, 73 p.
Worth, C. Brooke y A. H. Jonkers
1962. Two traps for mosquitos attracted to small vertebrate animals. Mosq. News 22: 18-21.
Zulueta, Julian de
1950. A study of the habits of the adult mosquitoes dwelling in the savannas of Eastern Colombia. Amer. J. Trop. Med. 30: 325-339.

MOSQUITOS DE MESO-AMERICA

Código: ______ Fecha: ______
Número: 50 Colector: ______
Localidad: ______ Ciudad más cercana: ______ Departamento: ______ Altura: ______ m
______ Distrito: ______ País: ______ Foto: ______

AMBIENTE GENERAL - 1. Plantas leñosas:altura 0 - 2 - 8 - 15 - 30m; densidad 0-1-2-3 2. Hierbas, pastos:altura 0-.5-1-2-5-8m; densidad 0-1-2-3 3. Epifitas: 0-1-2-3 4. Margen o interior de vegetación, a lo largo de caminos, diques, canales 5. Ribera de mar, lago, arroyo, manglar, marisma 6. Vegetación vírgen, claro, pastoreo, plantío, cultivo, doméstico 7. Luz: sombra total, sombra parcial, pleno sol
Lluvia anual: ca ______ cm Meses lluviosos: E - F - M - A - M - J - J - A - S - O - N - D Formación vegetal: ______

ESTADIOS JUVENILES

Criadero-1. Laguna, lago 2. Charco: grande, pequeño 3. Huellas de animales 4. Pantano: interior, margen, depresión cenagosa 5. Bosque inundado 6. Infiltración, manantial 7. Pozo 8. Arroyo: margen, charco, remanso 9. Zanja, drenaje 10. Fuente, alcantarilla 11. Cueva de cangrejo: grande, pequeña 12. Hueco en la roca: volcánica, coralina, de orilla de ríos o del mar 13. Recipiente artificial: grande, pequeño: ______ 14. Hueco en árbol: grande, pequeño: ______ 15. Arbol caído: ______ 16. Bambú: cortado o quebrado, entrenudo 17. Recipiente de origen animal en el suelo: ______ 18. Hoja fronda, espata, caída: ______ 19. Fruto caído, nuez, cáscara: ______ 20. Fruto no caído: ______ 21. Axila de hoja: epifita, terrestre: ______ 22. Flor: bráctea, espata: ______ 23. Ascidia: ______ 24. Trampa: potes de bambú, ______ Altura del criadero ______ m

Agua-1. Permanente, semipermanente, temporal 2. Clara, turbia, coloreada: ______ 3. Estancada, corriente lenta, moderada, fuerte 4. Dulce, salobre, salada 5. Sucia, legamosa, fermentada

Vegetación en el criadero - 1. Abundante, escasa, nula 2. Flotante, espumosa, con algas 3. Pasto, hierbas, leñosa, flotando: ______, sumergida: ______

Fondo-1. Barro, arena, grava, roca 2. Materia orgánica: vegetal ______ animal ______

SUBLOTES

	Especies	L	l	P	p	♂	♀	H
-1								
-2								
-3								
-4								
-5								
-6								
-7								
-8								
-9								

OBSERVACIONES

ADULTOS

1. Sitio: (especificar situación exacta) ______
______ 3. Altura sobre el suelo ______ m
2. Tipo: picando - posando, en enjambre, reposando, barriendo, con luz: ______ trampa: ______
4. Hospedador o cebo: ______
5. Hora de captura: ______

CRIAS INDIVIDUALES

No ______ ✓ presente ○ perdida + muerta, preservada en alcohol

Sub	Especies	l	p	♂	♀	Sub	Especies	l	p	♂	♀	Sub	Especies	l	p	♂	♀	Sub	Especies	l	p	♂	♀
-100						-21						-47						-73					
-101						-22						-48						-74					
-102						-23						-49						-75					
-103						-24						-50						-76					
-104						-25						-51						-77					
-105						-26						-52						-78					
-106						-27						-53						-79					
-107						-28						-54						-80					
-108						-29						-55						-81					
-109						-30						-56						-82					
-110						-31						-57						-83					
-111						-32						-58						-84					
-112						-33						-59						-85					
-113						-34						-60						-86					
-114						-35						-61						-87					
-10						-36						-62						-88					
-11						-37						-63						-89					
-12						-38						-64						-90					
-13						-39						-65						-91					
-14						-40						-66						-92					
-15						-41						-67						-93					
-16						-42						-68						-94					
-17						-43						-69						-95					
-18						-44						-70						-96					
-19						-45						-71						-97					
-20						-46						-72						-98					

Fig. 1. Tarjeta de Colección

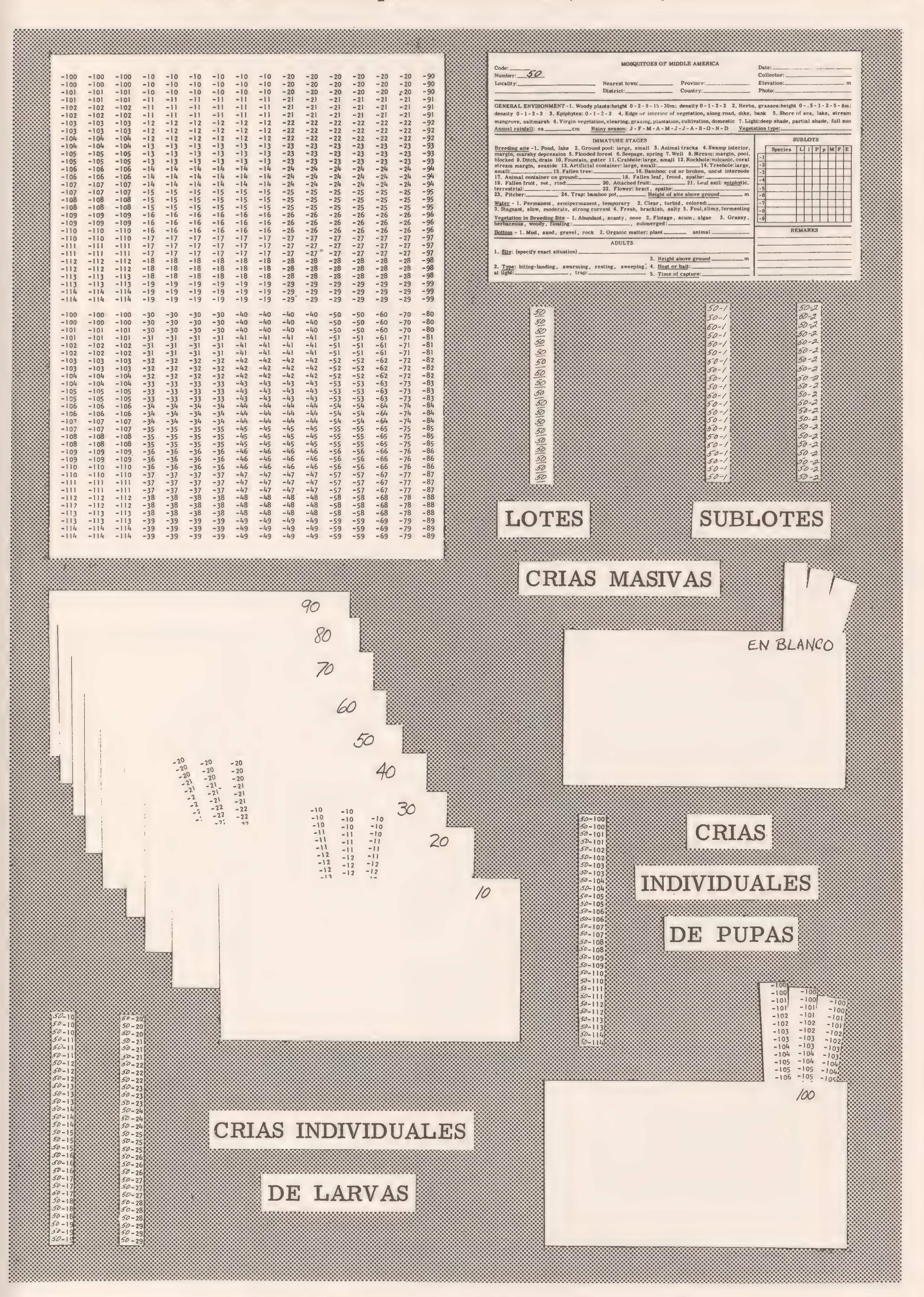


Fig. 2. Etiquetas de Coleccionar y Criar